

ROSALIE, Elisabeth, 2007-2010, titre du document, 87 p., mémoire de fin d'études, Clermont Ferrand, 2010.

STRUCTURE D'ACCUEIL ET INSTITUTIONS ASSOCIES :

- ♦ Institut de Recherche pour le Développement (IRD)
- ♦ Centre International de Recherche pour le développement en Agriculture (CIRAD)

ENCADRANTS :

- ♦ Maître de stage : BLANCHART, Eric (IRD) ; ACHARD, Raphaël (CIRAD)
- ♦ Tuteur pédagogique : ALVAREZ, Gaël ; VASSAL, Nathalie

OPTION : Agronomie-Production Végétale-Environnement

RESUMÉ

En Martinique, la culture de la banane, depuis des années est l'une des principales sources de revenu de l'économie agricole, cependant, si au cours des années, elle a été un gros consommateur de produits, maintenant la recherche se concentre sur des systèmes d'agriculture respectueux de l'environnement. Afin de réduire l'utilisation d'herbicides, l'utilisation de plantes de couverture est une bonne alternative, cependant, il reste à déterminer leur influence sur la minéralisation de l'azote et l'activité biologique du sol, ce qui est important pour la culture. Mon travail se concentre sur la caractérisation des matières organiques sous différentes plantes de couverture. Je montre par différentes mesures de caractérisation de la matière organique, qu'il existe des variabilités dans les résultats. Sous 6 traitements différents dont une bananeraie établie depuis 5 ans sans plantes de couverture, la première étape a été la caractérisation de la matière organique, puis l'évaluation de la capacité de la biomasse à minéraliser l'azote, par la méthode d'incubation, ensuite, j'ai mesuré la respiration des bactéries pour évaluer la qualité de la biomasse sous les différents traitements. L'analyse des différentes variables utilisées m'a permis de d'analyser les comportements entre les traitements et il en ressort que certaines mesures d'incubation devront être prolongées dans le temps afin de faire ressortir les différences si elles existent entre les traitements car au stade premier cycle, des différences entre les variables ne sont pas assez marquées, on ne peut pas donner de conclusion sur le traitement qui pourrait le plus impacter la minéralisation de l'azote de façon positive.

Mots clés : minéralisation de N et C, plante de couverture, matière organique, système bananier

ABSTRACT

In Martinique, banana crop has become one of the main sources of income of the agricultural economy; however, if during the years it has been a major consumer of chemical products, research now focuses on environmentally friendly agricultural systems. To reduce the use of herbicides, the use of cover crops seems a good alternative; however, it remains to determine their influence on soil functioning: nitrogen mineralization and soil biological activity, which have a great impact on plant growth. My work focuses on the characterization of organic matter under different cover plants in a banana cropping system. A variety of measures to characterize the organic matter was use. In six different treatments of a plantation established for 5 years without cover plants, the first step was to characterize organic matter, assessing the ability of biomass to mineralize nitrogen, the incubation method next; I also measured the respiration of bacteria to assess the quality of biomass under various treatments. The analysis of different variables allowed me to analyze the behavior between the treatment and it appears, that some measures should be extended incubation time in order to highlight the differences, if they exist between treatments for an undergraduate stage, differences between the variables are not sufficiently marked, we cannot give any conclusion on the treatment that could most impact the nitrogen mineralization in a positive way.

Keywords: C and N mineralization, cover crop, soil organic matter, cropping system banana.

« L'étudiant conserve la qualité d'auteur ou d'inventeur au regard des dispositions du code de la propriété intellectuelle pour le contenu de son mémoire et assume l'intégralité de sa responsabilité civile, administrative et/ou pénale en cas de plagiat ou de toute autre faute administrative, civile ou pénale. Il ne saurait, en cas, seul ou avec des tiers, appeler en garantie VetAgro Sup. »

***"The student preserves the quality of author or inventor in comparison with the provisions of the code of the intellectual property for the contents of his report and assumes the integrality of his civil, administrative and/or penal liability in the event of plagiarism or of any other administrative, civil or penal fault. It would not know, in case, only or with thirds, to call in guarantee VetAgro Sup.
"***

Remerciements

Je remercie l'UMR Eco&Sols en la personne d'Eric Blanchart et J.L. Chotte, pour avoir accepté que j'effectue mon stage au sein de l'UMR ainsi que tout le personnel de l'unité pour l'aide qui m'a été donnée.

Des remerciements aussi à mes tuteurs pédagogiques : Gaël Alvarez et Nathalie Vassal pour leurs conseils.

Je remercie Raphaël Achard mon chef d'équipe et maître de stage et François Côte mon chef d'UR pour la confiance qu'ils m'ont accordée en me permettant de travailler sur des essais mis en place.

Je remercie aussi mes amis (es), mes vrais(es) qui m'ont soutenue dans mes moments difficiles.

TABLE DES MATIERES

CHAPITRE I : INTRODUCTION GENERALE ET PROBLEMATIQUE	9
<i>Introduction.....</i>	<i>9</i>
<i>Les enjeux.....</i>	<i>11</i>
<i>Contexte</i>	<i>11</i>
<i>Problématique.....</i>	<i>12</i>
<i>Objectif.....</i>	<i>12</i>
CHAPITRE II : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	13
<i>La matière organique du sol et sa participation aux cycles du carbone et de l'azote</i>	<i>13</i>
LE CYCLE DE L'AZOTE	14
<i>La minéralisation de la M.O.S., processus clé de la remise à disposition de l'azote pour les plantes</i>	<i>16</i>
LE CYCLE DU CARBONE	17
<i>La minéralisation de la matière organique.....</i>	<i>18</i>
FACTEURS INFLUANT SUR LA MINERALISATION	18
LE CLIMAT	18
INFLUENCE DES PRATIQUES AGRICOLES.....	18
LE TYPE DE SOL	19
<i>Fonctionnement de la bananeraie et contribution de la minéralisation à la contribution du bananier</i>	<i>20</i>
<i>Intégration de plantes de couverture dans les systèmes de culture et incidence sur le fonctionnement biologique du sol</i>	<i>22</i>
<i>Hypothèses de travail.....</i>	<i>23</i>
CHAPITRE III : MATERIELS ET METHODES	24
<i>Présentation du dispositif expérimental.....</i>	<i>24</i>
CHAPITRE IV : RESULTATS.....	32
CHAPITRE V DISCUSSION	45
CONCLUSION.....	48
BIBLIOGRAPHIE	50
ANNEXES.....	56

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : agglutination et formation d'un agrégat de sol.....	13
Figure 2: le cycle l'azote	14
Figure 3: Le cycle du carbone	17
Figure 4 : Absorption de N et K par le bananier au cours de son cycle.....	21
Figure 5 : carte pédologique de la Martinique	24
Figure 6: relevés des précipitations de janvier 2009 au 18 aout 2010	25
Figure 7: présentation d'une feuille de calcul Statgraphics	31
Figure 8: Comparaison de la répartition des fractions FM+FO >200 (moyenne $\pm \delta$).....	33
Figure 9: comparaison de la répartition des fractions FM +FO >50 (moyenne $\pm \delta$)	34
Figure 10: comparaison des fractions > 20 et 2-20 μm (moyenne $\pm \delta$)	35
Figure 11: comparaison de la fraction 0-2 μm (moyenne $\pm \delta$)	35
Figure 12: Total de CO ₂ produit par heure pendant l'incubation	38
Figure 13: Cumul de C-CO ₂ sur 28 jours	39
Figure 14: Cinétique de minéralisation de N-NH ₄ ⁺ par traitement.....	40
Figure 15 : Cinétique de minéralisation de N-NO ₃ ⁻ en mg/kg de sol.....	42
Figure 16: comparaison des quantités de N-NH ₄ avant et après incubation.....	43
Figure 17: comparaison des quantités de N-NO ₃ avant et après incubation.....	43

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Total d'exportation de la banane en 2009 en Martinique.....	9
Tableau 2: Apport d'eau au bananier en fonction du stade de développement.....	20
Tableau 3: besoin du bananier pour un rdt. de 50 T.....	20
Tableau 4: Bilan de l'azote en bananeraie intensive sur Nitisol en Martinique en premier cycle (Ban1) et bananeraie établie (4 ^{ème} cycle, Ban4)	21
Tableau 5: conduite des observations.....	27
Tableau 6: Moyenne, C.V. et écart type obtenus sur les répétitions.....	32
Tableau 7: Comparaison du F.G.D.M.O. par rapport à l'A.M. (exprimés en %).	33
Tableau 8 : valeurs de C et N des différentes fractions	36
Tableau 9: bilan de masse de C et N	37
Tableau 10: moyennes des concentrations en C-CO2 mg/kg de sol.....	38
Tableau 11: tableau de cumul de C-CO2 sur 28 jours.....	39
Tableau 12: Concentration en N-NH4+ en mg/kg de sol.....	40
Tableau 13: Concentration en N-NO3- en mg/kg de sol	41
Tableau 14: moyenne en mg/kg de sol de N-NH4 et N-NO3.....	42
Tableau 15: bilan de production de biomasse fraîche /traitement.....	44
Tableau 16: Taux de minéralisation nette.....	47
Tableau 17: taux de nitrification exprimée en %.....	47
Tableau 18: exemple de tableau sous excel.....	49
Tableau 19: poids des fractions obtenues.....	67
Tableau 20: bilan du fractionnement.....	68
Tableau 21: Comparaison entre les poids pesés et la somme des fractions	69

LISTE DES ABREVIATIONS

C.E.C. : capacité d'échange cationique

Diren : direction régionale de l'environnement

DSDS : direction de la santé et du développement social

F.M.G.O : fractionnement granulométrique de la matière organique

MO : matière organique

MOS : Matière organique du sol

Rdt : rendement

UR : unité de recherche

CHAPITRE I : INTRODUCTION GENERALE ET PROBLEMATIQUE

INTRODUCTION

La banane est le principal fruit à faire l'objet d'échanges internationaux, elle est également le fruit plus populaire à travers le monde. (F.A.O. 2009).

Elle est le premier fruit exporté en termes de volume, bien qu'elle ne se place qu'à la seconde place derrière les agrumes en termes de valeur (F.A.O. 2000). La banane est un produit de base très sensible aussi bien d'un point de vue :

- Économique : les bananes sont cultivées dans plus de 120 pays et sur 5 continents (Bakry et al 1997) et sur 10 millions ha (Lassoudière 2007). Grâce aux exportations de bananes, l'importation de marchandises nécessaires au développement des pays producteurs, a été favorisée.
- Social : c'est une activité qui emploie de la main d'œuvre peu qualifiée toute l'année jouant un rôle dans la lutte contre la pauvreté (Loeillet 2005).
- Politique : le commerce de la banane oppose les pays européens et les Etats Unis qui se livrent une guerre commerciale autour de ce produit. Certains pays privilégiaient les productions des pays ayant des attaches avec eux. Les autres pays se fournissaient en banane « dollars » qui étaient importées sans frais de douanes à travers les filières américaines. Cette exonération de droits leur a fait réaliser de gros bénéfices. Aujourd'hui le marché tourne autour d'un système uniquement tarifaire c'est-à-dire fondé sur un droit de douane et sur le principe « premier arrivé = premier servi » (Lassoudière 2007). L'Union européenne et les pays latino-américains producteurs de bananes sont parvenus à un accord concernant le conflit commercial. L'accord signé le 15 décembre 2009 prévoit une diminution progressive des droits de douane acquittés par les producteurs d'Amérique latine de 176 euros la tonne de bananes en 2009, à 114 euros en 2017. (Insee 2010)
- Environnemental : La culture bananière est accusée de contribuer à la dégradation des milieux. En effet, les systèmes de culture conventionnels intensifs associent les replantations à une utilisation importante de produits phytosanitaires parfois hautement rémanents et/ou polluants (Temple 2008).

Les exportations totales de bananes ont représenté 16,8 millions de tonnes sur l'année 2006 (FAO 2009). Elles sont également un élément de base essentiel de l'alimentation dans de nombreux pays en développement au même titre que le blé, le riz ou le maïs d'où leur importance en terme de sécurité alimentaire. Les bananes sont cultivées dans l'ensemble des régions tropicales et jouent un rôle clé dans l'économie de nombreux pays en développement et des Départements Français d'Amérique. En Martinique, 147000 tonnes de bananes ont été exportées en 2009 (Bimagri jan.2010),

Tableau 1 : Total d'exportation de la banane en 2009 en Martinique

Banane d'exportation	3ème trimestre		Cumul	
	2008	2009	2008	2009
Total exportations (tonne)	25 666	49 402	103 375	141 356
Catégorie extra	24 619	46 930	100 045	135 005
Prix moyen quai départ (€/Kg) (cumul fin de mois)	0,68	0,68	0,68	0,68
Importations de vitro-plants (millier)	333	191	1 723	1 461

Sources : DGCCRF - FEL/Pomona - DAF

La Martinique s'est engagée dans le développement d'une offre de qualité. Cette volonté se manifeste dans le secteur de la banane, où plus de 80% environ des expéditions sont classées « extra » ⁽¹⁾. Les bananes destinées à la consommation locale sont le plus souvent cultivées dans des systèmes traditionnels extensifs.

Economie agricole de la Martinique

Grâce à son climat et à ses sols volcaniques, la Martinique a un potentiel agricole important. Cependant les aléas climatiques et la forte pression des bio-agresseurs de la zone affectent le développement des cultures. En outre, le prix élevé du foncier, la prédominance des petites exploitations, le coût de la main-d'œuvre, des équipements et des matières premières augmentent les coûts de production.

L'agriculture occupe 13% de la population active. La surface agricole utilisée (SAU) s'élève à environ 32 000 hectares et constitue environ 30 % du territoire martiniquais. (Source : INSEE), dont 5400 ha en 2009 (source : N°3 Agreste déc. 2009) servant à la culture de la banane.

En Martinique, pour sortir du système agricole bananier intensif, générateur de pollutions depuis ses débuts vers les années 50 « *Cette culture a été fondée sur l'utilisation importante d'engrais et de produits phytosanitaires (insecticides, nématicides, fongicides).* » (Extrait de l'agriculture biologique en Martinique **IRD 2005**) ; le secteur doit redéfinir ses enjeux environnementaux qui consistent à préserver la qualité du sol, de l'eau en réduisant l'utilisation de produits phytosanitaires. La récente synthèse des conclusions du groupe d'étude et de prospective sur la pollution des organochlorés aux Antilles montre que la pollution est uniquement liée aux pratiques agricoles avec 19% en Martinique (32 000 ha) présentent un seuil de concentration en chlordécone supérieur à 0.25 mg/ kg de sol sec (la valeur toxicologique de référence est de 0.5µg/kg p.c./j (source **AFSSA**). Les conséquences se répercutent sur les bassins versants se traduisant par une pollution des eaux de surfaces et les nappes avec des concentrations en chlordécone égale à 0.2 µg/l au niveau des eaux de captage (la limite maximale autorisée est de 0.1µg/l pour l'eau de boisson (**Diren, DSDS 2010**)). En Martinique en 1998, la consommation en pesticides s'élève à 2800 tonnes (**DSDS,2003**)

⁽¹⁾ Catégorie « Extra » : Les bananes classées dans cette catégorie doivent être de qualité supérieure. Elles doivent être caractéristiques de la variété et/ou du type commercial. Les doigts ne doivent pas présenter de défauts, à l'exception de très légères altérations superficielles ne dépassant pas au total 1 cm² de la surface du doigt, à condition qu'elles ne portent pas atteinte à l'apparence générale de chaque main ou de chaque bouquet, à sa qualité, à sa conservation et à sa présentation dans l'emballage.(source : Codex Alimentarius)

En réponse aux problèmes de dégradation de la fertilité des sols et d'impacts environnementaux générés par les systèmes de culture conventionnels, des systèmes de culture plus durables reposant sur le concept de l'intensification écologique sont étudiés. Il s'agit d'appliquer les principes de l'agro-écologie afin de mettre en œuvre des pratiques alternatives à l'utilisation d'intrants chimiques :

- Économiquement performantes pour ceux qui la pratiquent ; il est nécessaire de maintenir la productivité de ce secteur : 1470000 qt (valeur **INSEE 2009**), 43% de la valeur ajoutée agricole (**IEDOM** n° 41- 2007). Il faut donc contribuer au développement et à la durabilité des productions intensives de banane dessert en réduisant les impacts environnementaux négatifs des plantations industrielles, liés en particulier à l'usage des pesticides.
- Ecologiquement saines par rapport à l'usage des ressources naturelles et la santé des consommateurs (LOA 2006). Il faut donc assurer la sécurité et l'indépendance alimentaire des pays producteurs de banane en améliorant les performances et la résilience des systèmes de culture.

Le rôle du Cirad

Le centre de recherche en agronomie pour le développement est un institut de recherches qui oriente ses travaux dans les pays du Sud vers une intensification écologique, répond ainsi à l'un de ses enjeux qui est environnemental. Il doit comprendre le fonctionnement de l'agrosystème en conditions d'intensification écologique, concevoir et évaluer avec les producteurs des systèmes de culture innovants, respectueux de l'environnement et dans le cas de la banane dessert industrielle, plus productifs. (**doc commun UR26- 2009**)

CONTEXTE

La conception de systèmes de culture bananiers innovants à faibles impacts environnementaux constitue l'enjeu principal des activités conduites en Martinique par l'équipe UPR 26 du CIRAD. En 2006, en pratique conventionnelle sous banane, les travaux de **Thieuleux** montraient une sur-fertilisation azotée en bananeraie (la méthode de calcul tient compte du lessivage potentiel des nitrates et n'intègre pas les apports du sol et des résidus de culture). Elle a démontré qu'il existait une forte contribution de la minéralisation des résidus et de la matière organique du sol, l'azote des résidus en décomposition au cours du cycle cultural est absorbé par la culture en place. Une part importante de l'azote apporté par les fertilisants est réorganisé par la biomasse microbienne du sol (75 à 150 Kg/ha) et cette part est supérieure en bananeraie établie (la partie aérienne qui est annuelle a déjà produit plusieurs fois) par rapport à une bananeraie en premier cycle. (la partie aérienne n'a pas encore produit) ce qui montre une faible efficacité de l'engrais car il n'est jamais disponible pour la culture. On peut envisager alors de réduire l'apport d'intrants azotés au profit de résidus organiques.

Les résidus peuvent provenir des résidus de culture du bananier, mais aussi de plantes de couverture.

L'introduction de plantes de couverture dans les systèmes de cultures bananiers vise en premier lieu à réduire les adventices par effet de compétition (**De Tourdonnet 2008**) ;

donc à réduire considérablement et à terme à supprimer l'utilisation des herbicides. Elle vise aussi à stimuler la vie microbienne, lutter contre l'érosion (**Barthes, Azontonde 2007**), gérer le déficit hydrique (**Boyer 1964**) et enrichir le sol en matière organique ; moteur dans le processus de minéralisation.

La combinaison de résidus de culture et de plantes de couverture, peut être un atout économique, car si elle influence la minéralisation de l'azote de manière positive, elle permettrait une diminution des doses d'engrais dont le prix reste élevé et une protection de l'environnement : (réduction des intrants chimiques).

PROBLÉMATIQUE

Dans le cadre de la préservation des sols et de l'environnement, les plantes de couverture ajoutent de la matière organique qui fournit des nutriments au sol et la culture suivante de différentes façons : la matière organique améliore la condition physique du sol, en jouant sur la stabilité des agrégats du sol, sur l'infiltration d'eau, sur la diffusion d'air, et en réduisant l'encroûtement. L'ajout de matières organiques peut également augmenter la macrofaune et la microfaune, qui à leur tour, contribuent au cycle des éléments nutritifs efficaces et améliorent la structure du sol. Enfin, les ajouts de matières organiques peuvent aussi accroître la rétention des éléments nutritifs dans la zone racinaire.

- Les plantes de couverture peuvent améliorer le cycle de l'azote dans le système sol-plante quand il s'agit des légumineuses. Grâce à une association symbiotique avec les légumineuses, les bactéries *Rhizobium* convertissent l'azote atmosphérique en une forme que les légumineuses peuvent utiliser pour leur propre croissance. Cet azote est minéralisé sur une longue période de temps, avec une moyenne de 50% de l'azote total contenues dans la plante de couverture disponible pour les cultures suivantes (**Husson 2008**)

Mais en fonction de la nature des plantes de couverture comment évaluer la minéralisation de l'azote sous système bananier recevant aussi des résidus de culture ?

OBJECTIF

Dans l'analyse des modifications sur le fonctionnement de la bananeraie par l'introduction de différentes plantes (graminées, légumineuses) en couverture vivante, il apparaît essentiel d'analyser les effets des restitutions de litière de ces plantes sur le statut organique du sol.

L'objectif du travail à réaliser est de caractériser la matière organique du sol présente sous différents couverts à la fin d'un premier cycle de bananeraie.

Il s'agit également d'étudier les différences comportementales au travers des valeurs de mesure de la biomasse bactérienne et du fractionnement granulométrique de la matière organique du sol afin de tester l'hypothèse que les activités de minéralisation de l'azote sont influencées par le couvert végétal. Il faut tenir compte de la gestion de la culture établie en montrant une corrélation entre type de couvert, de la biomasse microbienne et pratiques agricoles car ils sont des facteurs ayant chacun un impact sur la minéralisation de la matière organique.

Les résultats nous permettront dans un premier temps d'étudier la variabilité des mesures obtenues par traitement puis dans un deuxième temps, alimenter en aval des travaux réalisés sur une modélisation du fonctionnement du sol, en particulier grâce au modèle M.O.M.O.S (micro-organisme et matière organique du sol) (**Pansu 2004**) afin de prédire l'évolution de celle-ci.

CHAPITRE II : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

La synthèse bibliographique porte sur le fonctionnement de la matière organique afin de comprendre le rôle de celle-ci, mais aussi les déterminants de sa dynamique. Ceci nous permettra d'orienter le choix des analyses à effectuer durant cette étude, et par la suite d'analyser les résultats obtenus.

Un chapitre sur les besoins du bananier nous permettra de comprendre son fonctionnement et la contribution de la minéralisation de la matière organique et la libération des nutriments lors de sa croissance.

LA MATIÈRE ORGANIQUE DU SOL ET SA PARTICIPATION AUX CYCLES DU CARBONE ET DE L'AZOTE

Matière organique du sol : définition, processus et caractérisation

Le terme « matière organique » regroupe une somme importante et hétérogène de substances et composés carbonés d'origine végétale et animale : des débris en cours de décomposition issus de la végétation (sarments, feuilles, racines, herbe) qui constituent la litière du sol, jusqu'à l'humus stable solidement fixé aux particules d'argile qui garantit la pérennité structurale. Il serait ainsi plus juste de parler des matières organiques du sol (MOS). La Matière Organique du Sol est essentiellement localisée dans l'horizon superficiel du sol et sa teneur décroît avec la profondeur.

Elle constitue un réservoir de nutriments pour les plantes grâce à divers processus chimiques, physiques et biologiques (**Pallo et al. 2009**), elle participe de façon générale à l'aptitude des sols à la production végétale (**Balesdent 1996**).

La matière organique influence aussi la stabilité structurale du sol en servant de liant entre les particules et modifie les propriétés hydriques de ce sol. Certaines études montrent une relation directe et positive entre la teneur en carbone total et la stabilité structurale (**Dutartre et al. 1993 ; Le Bissonnais et al. 2002**). Ce n'est pas toujours le cas (**Martens, 2000 ; Kushwaha et al. 2001**). Les matières organiques assurent la cohésion des autres constituants du sol entre eux et contribuent à la structuration de sol et à la stabilité de sa structure. Ceci est dû au grand nombre de liaisons électrostatiques et surtout de liaisons faibles que les matières organiques peuvent assurer, combiné avec le caractère macromoléculaire et la conformation souple des molécules (**Balesdent 1996**). Les entités formées lors de la cohésion des particules du sol sont appelées agrégats (**Tisdall et Oades, 1982**) qui assemblés en eux participent à la structure du sol.

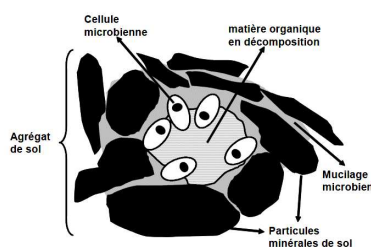


Figure 1 : agglutination et formation d'un agrégat de sol

Source : activité microbiologique des sols (Chantigny ;Angers 2005)

Cependant ces agrégats ont une durée de vie limitée par la décomposition de la matière organique qui se transforme en humus mais par ajout de matière organique le cycle continu donnant au sol ses qualités structurales (**Chantigny ; Angers 2005**)

Les processus de décomposition de la matière organique dépendent de trois facteurs principaux : les organismes du sol, l'environnement physique et la qualité de la matière organique (**Brussaard, 1994**). La nature de l'apport organique est un facteur fondamental à prendre en compte. Les seules matières organiques pouvant faire de l'humus stable sont la cellulose et la lignine et elles sont évidemment les plus difficiles à minéraliser. De manière plus générale, un apport organique ne peut pas à la fois minéraliser facilement et faire de l'humus stable. Les produits d'origine animale, les tourteaux et les plantes jeunes sont de type minéralisant et sont capables de stimuler l'activité microbienne.

Inversement, les produits pailleux ou ligneux sont de type stabilisant, c'est-à-dire qu'ils sont une source d'humus stable mais ne stimuleront peu l'activité biologique intense. De ce point de vue, il faut rappeler que le compostage consiste en une stabilisation de la matière organique : plus il est poussé loin, moins l'activité microbienne du sol sera favorisée. (**MASSENOT 2009**)

Pour ces résidus, les principaux composés biochimiques qui déterminent la décomposition sont les composés solubles, les hémicelluloses, la cellulose, les lignines et cutines, et les tannins, dont les biodégradabilités sont différentes (**Darwis, 1993**). De nombreuses études sur les résidus végétaux montrent un effet dépressif de la lignine sur la décomposition globale d'un résidu, d'une part car sa structure macromoléculaire incluant de multiples types de liaisons est difficile à dégrader, et d'autre part car elle empêche l'accès des décomposeurs à des composés plus facilement décomposables (**Bertrand et al. accepted ; Hammel, 1997**)

Le cycle de l'azote

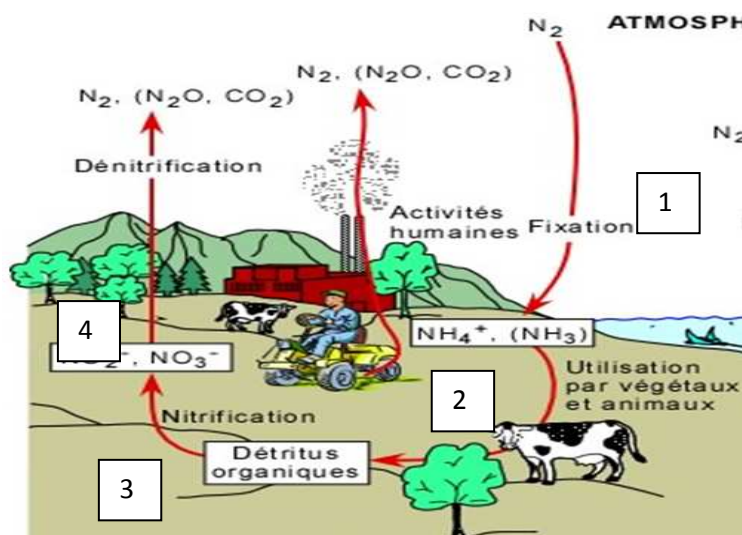
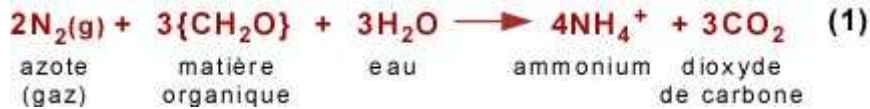


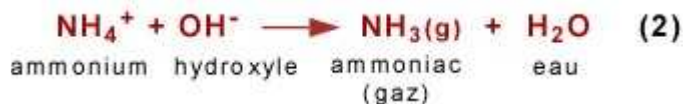
Figure 2: le cycle l'azote

Source : http://www2.ggl.ulaval.ca/personnel/bourque/intro.pt/planete_terre.html

La **fixation de l'azote** correspond à la conversion de l'azote atmosphérique en azote utilisable par les plantes et les animaux. Elle se fait par certaines bactéries qui vivent dans les sols ou dans l'eau et qui réussissent à assimiler l'azote diatomique N_2 . Il s'agit en particulier des cyanobactéries et de certaines bactéries vivant en symbiose avec des plantes (entre autres, des légumineuses). La réaction chimique type est :



Dans les sols où le pH est élevé, l'ammonium se transforme en ammoniac gazeux :



La réaction nécessite un apport d'énergie de la photosynthèse (cyanobactéries et symbiotes de légumineuses). Cette fixation tend à produire des composés ammoniacés tels l'ammonium NH_4^+ et son acide conjugué l'ammoniac NH_3 . Il s'agit ici d'une réaction de réduction qui se fait par l'intermédiaire de substances organiques notées $\{CH_2O\}$ dans l'équation 1.

La **nitrification** transforme les produits de la fixation (NH_4^+ , NH_3) en NO_x (soient NO_2^- et NO_3^-), des nitrites et nitrates. C'est une réaction d'oxydation qui se fait par catalyse enzymatique reliée à des bactéries dans les sols et dans l'eau. La réaction en chaîne est de type :



Soit :



La **dénitrification** retourne l'azote à l'atmosphère sous sa forme moléculaire N_2 , avec comme produit secondaire du CO_2 et de l'oxyde d'azote N_2O . Il s'agit d'une réaction de réduction de NO_3^- par l'intermédiaire de bactéries transformant la matière organique. La réaction est de type :



L'activité humaine contribue à l'augmentation de la dénitrification, entre autres, par l'utilisation des engrais qui ajoutent aux sols des composés ammoniacés (NH_4^+ , NH_3) et des nitrates (NO_3^-). Source : http://www2.ggl.ulaval.ca/personnel/bourque/intro.pt/planete_terre.html

Thuriès et Pansu en 2006 ont montré par leur expériences, différents ensembles de cinétiques de minéralisation d'N : des résidus végétaux et des composts qui immobilisent ou minéralisent, selon leur degré de compostage. Ce qui signifie que la minéralisation est influencée par la nature de la matière organique donc les vitesses de minéralisation varient. Les travaux de **Feller 1994** considèrent que pour évaluer convenablement les vitesses de décomposition de la matière organique il faut considérer qu'elle est constituée de deux compartiments ayant des vitesses de décomposition différentes (une partie active et l'autre stable).

La MO > 50 µm (dite MO libre ou active) qui est facilement minéralisable (dégradation < 12 ans) et joue un rôle fertilisant pour les plantes (réserves en N, P, K, Ca.) et nourricier pour la faune et microflore du sol (substrat énergétique et de croissance),

La MO < 50 µm constitue l'humus stable du sol, elle est difficilement dégradable (> 50 ans) et possède des propriétés essentiellement structurantes et d'échanges (**Feller 1994**). Une analyse plus fine basée sur la séparation des particules par sédimentation après une étape de dispersion des agrégats permet de diviser la matière organique en fractions par classes de taille (**Feller 1979**) (**Gavinelli, Feller 1995**). Ainsi sur chaque fraction obtenue sont dosés le C et N (par combustion sèche). Cependant, il a été montré que dans les sols sableux pauvres en matière organique, la variation du stock en matière organique est essentiellement due aux fractions supérieures à 200 µm (**Feller et al. 1991**). Notre sol est constitué d'agrégats de taille différentes et la répartition de la matière organique n'est pas homogène d'où la nécessité de faire un fractionnement granulométrique qui nous permettra de localiser le stock de matière organique donc dans un premier temps définir les pourcentages de MO libre et de MO stable.

La capacité du sol à fournir de l'azote aux plantes dépend si on suit le cycle de l'azote, de la biomasse microbienne qui recouvre l'ensemble des microorganismes du sol : bactéries, champignons, etc. Il existe une méthode utilisée pour évaluer la biomasse microbienne du sol et qui consiste à mesurer le carbone (ou l'azote) qu'elle contient. Cette mesure peut être un parfait indicateur de la minéralisation. C'est aussi un indice d'évolution du sol (régénération ou dégradation) (**Sparling et Ross, 1993**). D'après **Chaussod et al. (1992)**, la biomasse microbienne est également un compartiment actif de la matière organique du sol à turnover très rapide.

Mais comment peut-on évaluer l'activité microbienne ?

Aujourd'hui dans le cadre de notre étude, ce qui est important est de connaître le **potentiel** de la biomasse à minéraliser la matière organique donc de mesurer les produits issus de l'activité microbienne dans son milieu dans des conditions d'humidité et de température contrôlés. Comme nous l'avons vu dans le cycle de l'azote, les microorganismes transforment les éléments organiques en N-NH_4^+ et N-NO_3^- . Cette transformation peut être quantifiée par une mise en incubation d'un sol à température et à humidité contrôlées (proche de la capacité au champ), puis à des pas de temps défini, l'extraction et le dosage de l'azote minéral par colorimétrie (dosage de l'azote ammoniacal par colorimétrie au bleu d'indophénol et dosage de l'azote nitrique après réduction sur colonne de cadmium par colorimétrie sur analyseur à flux continu) (**ISO 14256-2**).

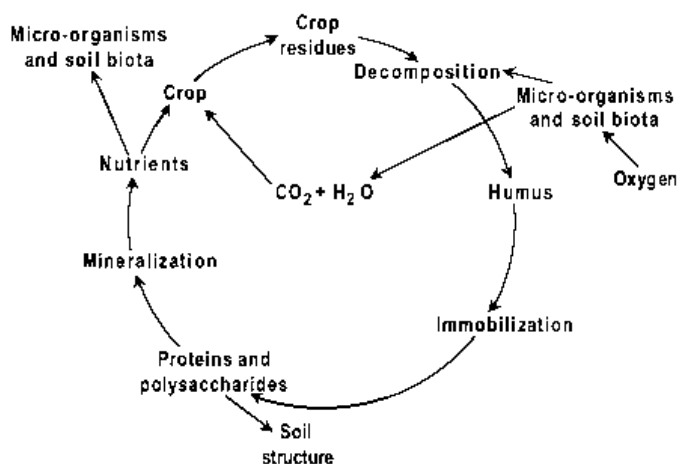
Un dosage est réalisé avant incubation, la différence entre les valeurs à T0 et Tn permettra d'évaluer la capacité de minéralisation de la biomasse bactérienne présente dans les échantillons étudiés.

Il est, par ailleurs possible d'extrapoler au champ les observations de laboratoire, c'est-à-dire de transformer des vitesses de minéralisation exprimées en mg N/kg/jour en kg N/ha produit pendant une période donnée. **Mary et Justes (2001)** ont comparé la minéralisation au champ (par pose de capteurs automatiques et de développement de méthodes de calcul des flux d'azote ex : modèle LIXIM), et au laboratoire. Ils observent une bonne concordance entre les deux méthodes à condition que le modèle de simulation soit bien paramétré en utilisant les mêmes lois d'action de température et d'humidité (**Mary, Justes 2001**) en précisant que l'analyse des écarts éventuels entre simulations et observations permet ensuite de suggérer de nouvelles hypothèses. L'incubation conduit souvent à sous-estimer la minéralisation effective *in situ* et dans ces méthodes on s'affranchit du prélèvement par les plantes et de la lixiviation (Valé **2006**)

Le cycle du carbone

L'ajout en continu des résidus végétaux à la surface du sol contribue à l'activité biologique et au recyclage du carbone dans le sol. La répartition des matières organiques du sol et la croissance des racines et la pourriture également contribuent également à ces processus. Le cycle du carbone est la transformation continue du carbone inorganique et des composés organiques par les plantes et les micro-et macro-organismes entre le sol, les plantes et l'atmosphère.

Figure 3: Le cycle du carbone



Source : activité microbiologique des sols (Chantigny ; Angers 2005)

Au cours du processus de décomposition, différents produits sont libérés : du dioxyde de carbone (CO_2), de l'énergie, de l'eau, des éléments nutritifs et des composés organiques du carbone resynthétisés. L'activité microbienne peut être évaluée en mesurant le CO_2 libéré par respiration. Cette mesure peut être reproduite en laboratoire par une mise en incubation du sol, le CO_2 libéré lors de la respiration est piégé dans une solution de soude avec un dosage de la soude en retour.

La décomposition de la matière organique dans le sol est en grande partie un processus biologique qui se produit naturellement. Sa vitesse est déterminée par trois facteurs principaux : les organismes du sol, l'environnement physique et la qualité de la matière organique (**Brussaard, 1994**).

Une faible minéralisation traduit une situation où la MO s'intègre mal dans le sol. Peu d'énergie est transmise vers le sol ; il y a peu d'activité biologique, peu de libération de nutriments et un risque de migration des éléments. Les différents paramètres mesurés au travers de ces analyses sont reliés entre eux et définissent ainsi le fonctionnement biologique du sol. (**Nguyen The 2004 et al**)

LA MINERALISATION DE LA MATIERE ORGANIQUE

Facteurs influant sur la minéralisation

Le climat

La Martinique se caractérise par un climat tropical insulaire (pluviométrie annuelle : 2000-2500 mm ; deux saisons contrastées : le « carême » sec de janvier à juin et l'hivernage humide et cyclonique de juillet à décembre (**Khamsouk 2001**). Les taux de minéralisation des M.O.S. sont sous climat tropicaux bien supérieurs à ceux relevés sous climat tempéré en raison notamment d'une activité biologique plus élevée liée à des conditions de températures optimales pour l'activité microbienne. La macrofaune du sol par action de fragmentation physique accélère le processus initial de décomposition (**Shang et Tiessen, 1998 ; Lavelle et Spain, 2002**).

Influence des pratiques agricoles

La matière organique est sensible aux pratiques agricoles (travail des sols, chaulage...) (**Bremert, Janzenl 1993**) ou plus récemment (**Tan, Lal 2007**).

Le travail du sol

Le travail du sol (ou le non travail) détermine les modalités d'incorporation et de décomposition des matières organiques fraîches retournant au sol (par sénescence ou à la récolte). Ces matières organiques en décomposition modifient en retour les propriétés physiques du sol et en particulier sa structure. On ne peut donc dissocier aisément les effets du travail du sol sur la décomposition des matières organiques fraîches et les effets affectant la structure du sol et ses propriétés. (**Recous 2001**) Il modifie le contact entre les résidus

végétaux et le sol : plus le contact est intime, plus la décomposition est rapide (**Recous 2001**) Certaines pratiques agricoles peuvent modifier la minéralisation du fait qu'elles modifient les conditions du milieu. Des études ont montré que la vitesse de décomposition de la matière organique native du sol calculée sur 17 ans était deux fois plus rapide en présence de travail du sol (**Recous 2001**).

Le chaulage

Le statut acido-basique est caractérisé par un degré de saturation de la capacité d'échange cationique, par les teneurs en Ca^{2+} et Al^{3+} échangeables, et le pH, voire la teneur en CaCO_3 . Les principaux organismes influencés et influençant ces trois mécanismes sont les bactéries, les champignons dont les mycorhizes et les vers de terre.

L'élévation du pH jusqu'à 5,5, supprimant vraisemblablement une toxicité aluminique, conduit à un accroissement de la biomasse microbienne qui stimule la minéralisation de la matière organique et la libération de l'azote (**Chaussod, 1986**).

Le chaulage annihile donc l'effet stabilisateur de l'acidité vis à vis de la dégradation de la matière organique du sol. (**Dommergues et Mangenot, 1970**) L'augmentation de la teneur en calcium induit, à pH plus élevé, la formation de fulvates et humates de Ca qui stabilisent des composés humiques. C'est pourquoi, dans les milieux saturés comme dans les milieux très acides, les processus d'humification sont favorisés entraînant une augmentation de la part inactive de la matière organique (**Fabre, 2004**).

La rotation culturale

En 2007, **N'Dayegamiye** met en évidence la relation entre la fourniture d'azote des sols et les rotations culturales et selon le type de rotations, des ajustements en engrais azoté sont nécessaires.

Le type de sol

Les sols brun rouille à halloysite ou nitisols :

Les nitisols correspondent à une première étape de la pédogénèse ferrallitique en climat tropical, par l'altération de roches volcaniques. Ils évoluent ensuite, par transformation de l'halloysite en kaolinite et gibbsite soit sur place dans le solum soit latéralement en topo séquence. La transformation se fait par individualisation et la relocalisation des oxyhydroxydes de Fe et des hydroxydes d'Al ou par altération des argiles sous l'effet de phénomènes d'oxydo-réduction et d'individualisation de la silice pouvant donner des indurations siliciques et pétro-siliciques. Caractéristiques : entre 50 et 80 % d'argile (**Référentiel pédologique 2008**).

En présence de minéraux argileux, la matière organique, se combine avec l'argile du sol ou fraction colloïdale en prenant pour référence l'équivalent sphérique $< 2 \mu\text{m}$. Les surfaces de la structure argileuse développées sont suffisamment grandes pour que les surfaces d'interaction avec l'eau, les ions et les autres minéraux comme les oxydes et matières organiques deviennent déterminantes. Une petite quantité d'argile influence alors fortement les propriétés physiques des sols et quand l'argile dépasse environ un tiers de la masse du sol, les propriétés physiques deviennent largement celles de l'argile. La texture des

sols influence donc la minéralisation, notamment par la présence d'argiles qui assurent une protection physique de la matière organique (**Ladd et al. 1995**).

FONCTIONNEMENT DE LA BANANERAIE ET CONTRIBUTION DE LA MINÉRALISATION A LA CONTRIBUTION DU BANANIER

La banane en monoculture

Les systèmes de culture ont des effets sur les stocks organiques (**Feller 1988**). Mais avant de comprendre comment, il est nécessaire de connaître le fonctionnement de la culture mise en place : la banane

Pour pousser dans de bonnes conditions, le bananier a besoin d'un climat tropical. Le bananier est sensible au déficit hydrique d'où la nécessité d'irriguer

Tableau 2: Apport d'eau au bananier en fonction du stade de développement

Stades de Développement	Périodes pluvieuses	Périodes sèches
Stade de Végétation (1 ^{ère} - 5 ^{ème} mois)	15-20mm	25-30mm
Stade Adulte (5 ^{ème} + mois)	30-35mm	35-40mm

Source : crop development

Le bananier de la famille des Musacées, genre Musa est une herbe pouvant atteindre jusqu'à 15 m de hauteur (la plus grande du monde), les feuilles en s'enroulant les unes autour des autres forment le tronc ou plutôt un pseudo-tronc. La partie racinaire appelée rhizome est pérenne et émet autour du pseudo-tronc principal des oëilletons qui se développent en rejets La partie aérienne est annuelle et après récolte, est détruite. Le cycle suivant se fait à partir du rejet.

La culture de la banane exige une bonne maîtrise de la fertilisation car la plante à croissance rapide mobilise des éléments plus que d'autres à divers stades de son évolution. (**Lassoudière 2006**).

Les apports tiennent donc compte du stade végétatif mais aussi de la qualité et la richesse du sol, qui en milieux tropicaux sont limités par la biodisponibilité de l'azote non lié à la matière organique, mais limités à la taille de la fraction labile (**Sierra et Marban ,2000**).

Ses besoins en azote sont importants car une bonne fertilisation déterminera le rendement. Ex pour 50 T de rendement :

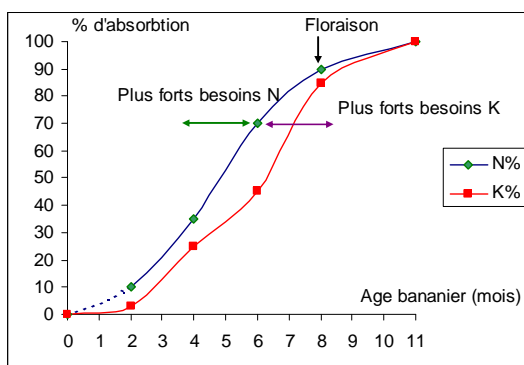
Tableau 3: besoin du bananier pour un rdt. de 50 T

Eléments	N	P2O5	K2O	MgO	CaO
Immobilisation	388	113	1732	208	319

Source Lahav 1995 ou Fiche ferti CIRAD 2004

Les besoins en azote sont importants jusqu'à la floraison puis ils diminuent, tandis que les exigences en potassium sont plus grandes à partir de la différenciation florale qu'en période végétative.

Figure 4 : Absorption de N et K par le bananier au cours de son cycle



Source : Lassoudière 2007

L'exportation d'un plant mère en éléments minéraux est très importante c'est pour cela que lors de l'effeuillage, il est important de restituer au sol, la matière organique. (PTTNA 2003 fiche technique).

En 1975, Godefroy montre que 86% des résidus de bananier sont décomposés dans les 2 mois suivant la restitution et **Lekasi et al en 2001** observe que les différents organes du bananier restitués présentent des vitesses de décomposition en relation avec leur composition en lignine et en fonction de la macrofaune.

Tableau 4: Bilan de l'azote en bananeraie intensive sur Nitisol en Martinique en premier cycle (Ban1) et bananeraie établie (4^{ème} cycle, Ban4)

Bananeraie en premier (cycle Ban 1)			
Entrées	N Kg/Ha	Sorties	N Kg/Ha
Reliquat à la plantation	40	Ruissellement	8
engrais	370	Lixiviation	112
Minéralisation MOS	286	Absorption plante	145
		Organisation engrais	74
		Reliquat fin de culture	357
Total	696	Total	696
Bananeraie établie (cycle Ban 4)			
Entrées	N Kg/Ha	Sorties	N Kg/Ha
Reliquat à la plantation	59	Ruissellement	1
engrais	370	Lixiviation	24
Minéralisation MOS	180	Absorption plante	53

Minéralisation nette culture	58	Organisation engrais	148
		Reliquat fin de culture	442
Total	667	Total	668

Source : Thieuleux, 2006

Ces travaux montrent :

- que les bananeraies sont sur-fertilisées dans les pratiques actuelles,
- qu'il existe une forte contribution de la minéralisation des résidus et de la MOS, qu'une part importante de l'azote apporté par les fertilisants est réorganisé par la biomasse microbienne du sol (75 à 150 Kg/ha) et que cette part est supérieure en bananeraie établie par rapport à une bananeraie en premier cycle
- et qu'une réduction la fertilisation est possible sur les bases d'une meilleure connaissance du fonctionnement de la culture et du sol.

(Thieuleux, 2006).

INTEGRATION DE PLANTES DE COUVERTURE DANS LES SYSTEMES DE CULTURE ET INCIDENCE SUR LE FONCTIONNEMENT BIOLOGIQUE DU SOL

La végétation fournit des débris végétaux qui sont l'un des principaux apports de matière organique et la qualité de cette M.O. Par le dosage du carbone et de l'azote total de la M.O., le rapport C/N mesure le degré de dégradation de la matière organique. Cependant **Mary et Justes 2001** montrent que la cinétique de minéralisation varie entre un sol nu et un sol sous couvert ou sous un système, alors peut-on émettre l'hypothèse que la végétation influe sur la minéralisation ?

Plantes de couverture utilisées en association

Les mulchs vivants sont des plantes de couverture cultivées en association avec une culture commerciale de manière à fournir des services écologiques et agronomiques comme la protection contre l'érosion, l'accroissement de la fertilité des sols et de la biodiversité ou l'étouffement des adventices. (**De Tourdonnet 2008**).

Un couvert végétal est efficace contre l'érosion car en recouvrant le sol durant la saison des pluies, il ralentit l'écoulement du ruissellement et qu'il maintient une bonne porosité à la surface du sol. (**Roose ,1994**),

L'azote dans la biomasse aérienne des cultures de couverture varie considérablement au sein des espèces, mais les légumineuses contribuent généralement à un surplus d'azote (réf).

Dans notre cas nous devons comprendre d'abord les mécanismes de transfert du couvert végétal avec le sol. Une partie des composés carbonés synthétisés au niveau des organes aériens des végétaux et des racines retournent vers le sol : ils servent de substrat aux

bactéries de la rhizosphère qui vont à leur tour libérer dans le milieu soit des composés tels que les polysaccharides responsables de l'agrégation des particules, soit des exo-enzymes susceptibles d'hydrolyser des composés organiques présents dans les sols. Il y a également rejet dans le sol de protons par les racines, dont l'origine est double : d'une part la « pompe à protons » qui fonctionne pour permettre l'entrée des cations dans la racine. D'autre part toute nutrition azotée à base induit, au cours de la transformation des nitrates en ammonium au sein du couvert, une production de protons qui sont rejetés dans le sol hors des racines. (Stengel *et al.*, 1998)

Certaines espèces de couvert peuvent contribuer à améliorer le comportement ou le rendement de la culture suivante. Cela peut être le cas de légumineuses qui peuvent contribuer de façon significative aux fournitures en azote de la culture suivante, avec comme conséquence une baisse de la dose à apporter et/ou un effet positif sur le rendement. Les bactéries de la famille des *rhizobiacées*, et notamment du genre *Rhizobium* peuvent infecter les racines des légumineuses entraînant la formation de nodules ou nodosités. Par ces nodules, la plante hôte (la légumineuse) offre un micro-habitat exceptionnellement favorable à la bactérie tout en lui procurant des substrats carbonés provenant de la photosynthèse. En retour, la bactérie fixe l'azote atmosphérique (N₂) et le fournit à la plante hôte sous forme assimilable NH₃ (Dommergues *et al.*, 1999).

Les graminées fourragères peuvent avoir un effet dépressif sur la culture suivante (assèchement du sol) (Labreuche, Cohan 2009)

Dans le cas d'une association de bananier avec des graminées comme plantes de couverture, il a été montré que l'effet de la concurrence de la plante de couverture est important, mais l'analyse de cet effet s'avère très sensible à la modification du niveau de minéralisation du sol que peut induire la présence de plante de couverture (Laurens, 2008).

HYPOTHÈSES DE TRAVAIL

- Si les plantes influent sur la minéralisation, on peut considérer qu'elles modifient la structure physique de la matière organique et le fractionnement granulométrique de la M.O.S chaque traitement enherbé doit être différent du témoin nu dans la répartition des fractions
- La biomasse microbienne intervient dans le processus de minéralisation, en considérant que la présence de résidus organiques modifie son comportement, l'étude de la respiration et la minéralisation in vitro doivent présenter des valeurs différentes.
- S'il est prouvé que la présence de plantes de couverture influe sur la minéralisation de l'azote, les différences observées nous permettront de déterminer le couvert végétal ayant une influence positive sur la minéralisation.

CHAPITRE III : MATERIELS ET METHODES

PRESENTATION DU DISPOSITIF EXPERIMENTAL :

Protocole 1 : Essai association plante de couverture en bananeraie

Objectif

Étudier l'influence de l'implantation d'un couvert végétal en culture pure durant la phase d'installation de la bananeraie, comparativement à un sol nu et un enherbement spontané.

Présentation du lieu du dispositif

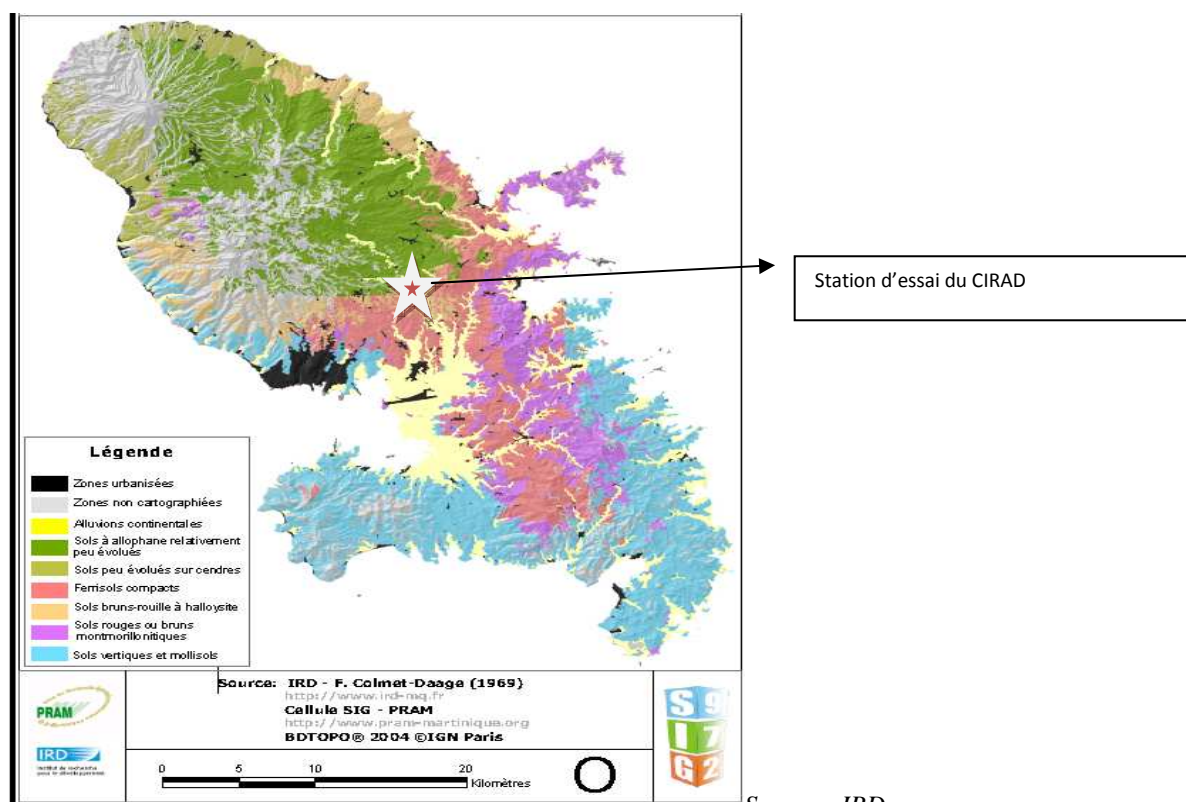
La Martinique se situe dans l'archipel des Petites Antilles, baignée à l'Est par l'océan Atlantique, et à l'Ouest par la mer des Caraïbes.

Le relief de la Martinique est caractérisé par sa diversité :

- Un massif montagneux au Nord, dominé par les pitons du Carbet (1207m) et la Montagne Pelée (1397m), un volcan toujours en activité.
- Dans le reste de l'île, une succession de reliefs moyens, les mornes, peuvent atteindre jusqu'à 505m d'altitude

- Plusieurs types de sols (cf. Fig. 5)

Figure 5 : carte pédologique de la Martinique



Avec une superficie de 1100 km², mesurant 70 km de long et environ 30 km de large elle bénéficie d'un climat, de type tropical, chaud (26°C de température moyenne annuelle) et humide (hygrométrie de 80 % en mars-avril et 87% en octobre-novembre). La chaleur due à l'ensoleillement est tempérée par l'influence océanique des alizés.

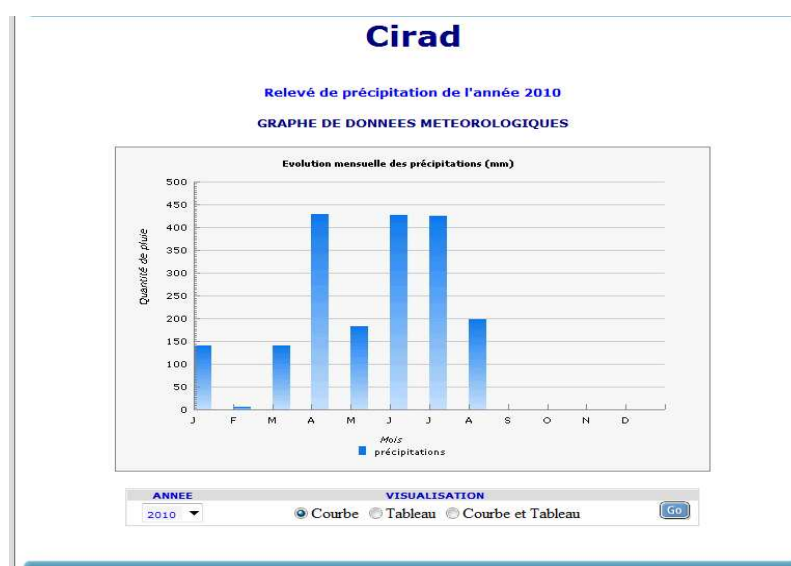
On distingue deux saisons :

- la première, le Carême, chaud et sec, s'étend de Décembre à Mai, avec une période de grande sécheresse en février/avril ; l'ensoleillement est alors maximal.
- la seconde, l'Hivernage, plus humide, dure de juin à novembre et se caractérise par un risque cyclonique important.

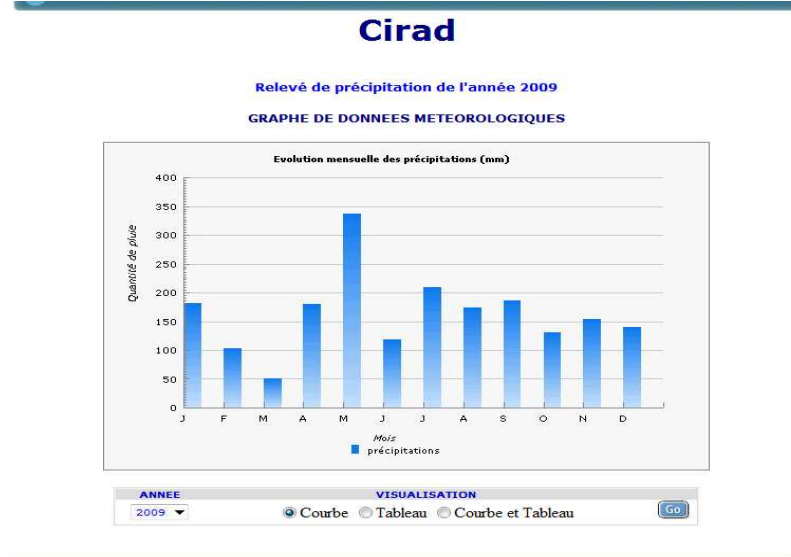
On compte en moyenne 2.800 heures de soleil par an en Martinique *source : site de la préfecture de La Martinique*

L'essai est implanté à rivière lézarde, station d'essai du CIRAD, sur une parcelle dénommée Ponterre d'une superficie d'environ 500 m². Le sol est un Nitisol.

Figure 6: relevés des précipitations de janvier 2009 au 18 aout 2010



Source : conseil général de la Martinique



Dispositif expérimental à 1 facteur ; 6 traitements

- T1, témoin sous banane désherbé chimiquement nu = PTR2 BL1 S NU
- T2, *Stylosanthes guyannensis*. = PTR 2 BL1 SG
- T3, *Neotonia wightii*, = PTR2 BL1 NW
- T4, *Paspalum notatum* = PTR2 BL1 PN
- T5, *Pueraria phaseolides* = PTR 2 BL 1 PP
- T6 : Bananeraie établie 5 ans sans plante de couverture inter rang sans résidu ni apport d'engrais = PTR 1 B.E. NU 5 ANS
- Age des parcelles : 10 mois pour la parcelle en essai plantes de couverture et 5 ans pour la bananeraie établie
- Dimension de la parcelle : 25m * 21m
- Surface de chaque bloc : 82 m², un bloc par traitement donc pas de répétitions
- Pente : 2%
- Horizon de prélèvement : 0-10 cm

Itinéraire technique

- Antécédent cultural :

Une culture de bananier sur laquelle aucune fertilisation n'a été faite donc pas de reliquat d'azote puis 3 mois d'interculture

Installation des essais

- Travail du sol :

2 passages de roto-bèche : le premier pour enfouir les anciens bananiers, le deuxième pour la préparation du sol avant le semis des plantes de couvertures le 15 juin 2009

- Implantation des plantes de couverture

Semis des plantes de couverture le 15 juin 2009. Pour favoriser le démarrage des plantes de couverture un désherbage manuel de *Momordica charantia* (une liane à croissance très rapide liane tropicale et subtropicale de la famille des cucurbitacées appelé vulgairement Paoca) a été réalisé les 7 et 8 juillet.

Plusieurs désherbages manuels ont ensuite été nécessaires en Août 2009 pour assurer une bonne implantation des différentes couvertures vivantes. En complément pour détruire les graminées adventices sur *Neonotonia wightii*, et *Stylosanthes guianensis*, une application de Fusilade max à 2l/ha a été réalisée le 14/08/2009.

- Mise en place de la bananeraie

Plantation des vitro-plants de bananiers, variété Grande naine, le 1 juillet 2009.

Dispositif de plantation en simple ligne avec 2,65 m d'inter-rang, et 1,9 m entre 2 bananiers sur la ligne soit une densité de 1980 pieds/ha.

- Entretien des couverts

Les couverts *Paspalum notatum* et couverture spontanée ont été fauchés entre 4 et 5 mois après semis, puis ensuite tous les deux mois. Après implantation des couverts, aucun désherbage n'a été nécessaire durant le premier cycle.

- Fertilisation

La fertilisation est localisée autour du bananier sur un rayon de 50 cm et n'agit donc pas directement sur le sol présent dans l'inter-rang. La fertilisation des bananiers durant le premier cycle a consisté à une application de 25g de Di-ammonium Phosphate à la plantation, puis 65g de 14-4-28 NPK toutes les 6 semaines soit 135 U N/ha. Cette fertilisation correspond à environ la moitié de la fertilisation recommandée afin d'obtenir une situation d'offre en azote limitante où l'impact de la concurrence des couverts des différents traitements sera directement visible en terme de croissance et développement du bananier.

- Irrigation

Un complément à la pluviométrie a été apporté sous forme d'irrigation sur frondaison (ne modifie pas la répartition de l'eau par rapport à une pluviométrie) en mars et avril pour assurer une alimentation non limitante de la bananeraie. Les apports ont été calculés sur la base d'une évapotranspiration maximale de 1,2 ETP.

Conduite couverture vivantes et observations

Tableau 5: conduite des observations

Date/semaines		Suivi Sol	Suivi Bananiers	Suivi Couverts et MOS/InterRang			
	Sem Calendaire	Suivi Sol/Pied Ban	Bananiers	PDC	DecompLitière	SuiviSol/InterRg	EtimBioMicr&MinNette
15/06/2009	25		Prlevmt Némato				
06/07/2009	28	Prlevmt Sol1					
13/07/2009	29		Feuille1/Vitro				
10/08/2009	33			Biomasse1PDC			
17/08/2009	34		ObsVeg1				
31/08/2009	36			Biom2PDC+Adv			
07/09/2009	37	Prlevmt Sol2	ObsVeg2+SPAD				
28/09/2009	40	Prlevmt Sol3					
12/10/2009	42			Biom3PDC+Adv			
19/10/2009	43	Prlevmt Sol4	ObsVeg3+SPAD				
02/11/2009	45	Prlevmt Sol5					
23/11/2009	48	Prlevmt Sol6	ObsVeg4+SPAD				
14/12/2009	51	Prlevmt Sol7	ObsVeg5+SPAD	Biom4PDC+Adv			
04/01/2010	1	Prlevmt Sol8					
18/01/2010	3		ObsVeg6+SPAD				
15/02/2010	7		Floraison	Biom5PDC+Adv			
01/03/2010	9		ObsVeg7+SPAD				
19/04/2010	16		ObsVegC2Ban0	Biom6PDC+Adv		PrlevmtSolBL1x6T+3RefPTR1	
FinCycle1							
10/05/2010	19		Flo&Récolte				
17/05/2010	20		Flo&Récolte				
24/05/2010	21	PrlevmtSolx6Tx3Bl+4Ref	ObsVegC2Ban1				
07/06/2010	23	PrlevmtSolx6Tx3Bl+4Ref					
28/06/2010	26	PrlevmtSolx6Tx3Bl+4Ref	ObsVegC2Ban2			PrmtSolIRCouvBl1	
05/07/2010	27			Biom7PDC+Adv		PrmtSolIRCouvBl2&3	Estim1+MinInSitu
13/07/2010	28	PrlevmtSolx6Tx3Bl+4Ref					
27/07/2010	30				Lit0		MinInSituFin
03/08/2010	31	PrlevmtSolx6Tx3Bl+4Ref	ObsVegC2Ban3				Relevé TubeMinInSitu le2/08
10/08/2010	32				Lit1 (10j)		
24/08/2010	34	PrlevmtSolx6Tx3Bl+4Ref	ObsVegC2Ban4	Biom8PDC+Adv	Lit2 (30)		

Dans notre essai 4 plantes sont étudiées : *Neotonia wightii*, *Stylosanthes guyannensis*, *Paspalum notatum* et *Pueraria phaseolides*

Stylosanthes (stylo) guyannensis est une légumineuse de la famille des Fabacées. Comme plante de couverture, elle est capable de dominer les adventices, de produire une biomasse de 5 à 10 t/ha/an ce qui augmente le taux de matière organique, avec une capacité à fixer de fortes quantités d'azote 70 à 200 kg/ha/an, et de recycler les bases et les oligo-éléments les rendant accessibles pour la culture suivante. (Husson 2008). Elle contient entre 27 et 32% de cellulose brute.

Paspalum notatum : Graminée donnant un gazon dense, à tiges atteignant 50 cm. Commune sur les sables côtiers et autres sols sableux. Pousse en zones de pluviométrie moyenne à forte et à saison sèche courte. Résiste à la sécheresse. Se maintient bien en sols pauvres et sous pâturage intensif. Peu appréciée. Sa valeur nutritive reste élevée à maturité mais elle est peu productive. Recommandé pour la protection des sols en pente contre l'érosion. Supporte l'inondation et la salinité. (Fao, 1990). Elle contient entre 26 et 30% de cellulose brute.

Neotonia wightii (glycine wightii) est aussi une légumineuse de la famille des Fabacées. Elle est appelé aussi soja vivace et peut totalement remplacer la luzerne dans l'alimentation des lapins. La teneur en protéines est modérée (15-18% par rapport à la matière sèche), mais la teneur en fibres est importante, elle contient entre 32 et 37% de cellulose brute (cuniculture.info 2010)

Pueraria phaseolides (Puero, Kudzu tropical) est une légumineuse de la famille des Fabacées. C'est une plante sarmenteuse vigoureuse, en peuplements épais, cultivée sous les tropiques à la fois pour le pâturage et comme fourrage. Elle se plaît surtout sous une pluviosité abondante, en sols argileux fertiles, mais peut réussir en limons sableux. Son enracinement profond lui permet de supporter des périodes sèches de courte durée. Prospère aussi à l'ombre. Jeune, elle ne supporte ni le piétinement ni d'être broutée courte. Appétée et très productive. (Fao, 1990). Elle contient entre 34 et 43% de cellulose brute.

Prélèvement et expédition des échantillons

Condition de prélèvement des échantillons de sol

Le sol a été prélevé par carottage sur une profondeur de 0-10 cm. 25 carottes ont été réalisées par bloc, représentant un poids total de sol de 2,5 kg par bloc. 6 échantillons au total représentant chacun un traitement.

Préparation des échantillons

Les sols ont été homogénéisés et tamisés à 2 mm puis conservés à 4°C dans un réfrigérateur. Sur la totalité de l'échantillon, seule une aliquote de 600 g de sol est expédiée.

Conditions de transport et de stockage

Les échantillons conditionnés dans des sacs étanches sont mis en double sac isotherme dans lesquels sont placés des cool – packs pour conserver une température proche de 4°C et expédiés accompagnés d'une autorisation de la Protection des végétaux pour l'entrée en France de sols d'origine non-européenne.

Analyses en laboratoire

Sur chaque l'échantillon composite, pour chaque analyse, j'ai fait 3 répétitions.

Fractionnement de la matière organique

Le principe du fractionnement est de séparer les différentes classes de matières organiques en fonction de leur taille :

- Fraction $> 200 \mu\text{m}$ obtention par tamisage puis séparation par battée des fractions minérale et organique.
- Fraction $> 50 \mu\text{m}$, obtention par tamisage puis séparation par battée des fractions minérale et organique
- Fraction $> 20 \mu\text{m}$, obtention par tamisage
- Fraction $0-20 \mu\text{m}$, obtention par sédimentation
- Fraction $0-2 \mu\text{m}$, obtention par sédimentation
- Fraction $2-20 \mu$, obtention par la différence de $F(0-20) - F(0-2)$

(Mode opératoire Annexe 1)

Analyses mécaniques du sol

En parallèle, pour valider le fractionnement granulométrique de la matière organique, sur les échantillons composites, ont été effectuées, des analyses granulométrique. Le même protocole de dispersion utilisé pour les fractionnements granulométriques de la matière organique est utilisé pour les analyses mécaniques, après une étape préliminaire de destruction de la matière organique par H_2O_2 . 10 g de sol (échantillons composites par traitement avec uniquement une répétition) sont mis en contact avec 100 ml de H_2O_2 à 30% et 100 ml d'eau pendant 24 h puis chauffés sur plaque à 90°C jusqu'à évaporation totale de la solution. Les fractions $>200 \mu\text{m}$, $>50 \mu\text{m}$ et $>20 \mu\text{m}$ sont ensuite séparées en réalisant le même protocole que pour le fractionnement granulométrique de la matière organique. Les masses des fractions $2-20 \mu\text{m}$ et $0-2 \mu\text{m}$ sont estimées à partir d'aliquotes (annexe 1).

Dosage du carbone et de l'azote des fractions

Sur chaque fraction, le dosage du carbone et de l'azote total est effectué. Chaque échantillon solide est pesé dans une capsule d'étain, puis, est introduit dans un four à 950°C traversé par un courant d'hélium. Un apport d'oxygène provoque une montée en température très brève (1800°C) et une combustion totale.

Les gaz de combustion subissent successivement :

- Une oxydation complémentaire pour transformer tous les oxydes de carbone en CO_2 ,
- Une réduction dans une colonne de cuivre à 750°C pour amener les oxydes d'azote à la forme élémentaire N_2 ,

Les concentrations en C soluble sont déterminées par chromatographie en phase liquide par un microanalyseur SHIMADZU TOC 5000. 10 ml de chaque échantillon soluble obtenus lors du fractionnement granulométrique de la matière organique, sont passés dans un filtre MILLEX-GP à $0,22 \mu\text{m}$ et dilués au 1/2. Une correction de la concentration obtenue est effectuée sur chaque résultat par soustraction du C dissout dans les blancs ne contenant que de l'eau micro-filtrée. Les concentrations en C soluble sont exprimées en mg.l^{-1} . et converti en g C/100 g sol.

Minéralisation de l'azote

La minéralisation de l'azote est réalisée grâce à une mise en incubation des sols à une température de 28°C dans une enceinte hermétique (bocal). Les échantillons sont pesés et placés dans un bocal/échantillons (1 échantillons par bocal). Il y a 3 répétitions par échantillon. L'azote minéral est analysé à quatre temps : 0, 14, 21 et 28 jours.

Pour éviter le dessèchement des échantillons une fiole à scintillation remplie d'eau est ajoutée et une autre fiole contenant 10 ml de NaOH à 0.5 N pour piéger le CO₂ produit par la respiration bactérienne.



Source : personnelle

A T=0, jour de la mise en incubation l'azote minéral est dosé. L'extraction de l'azote se fait par agitation pendant 2 heures de l'échantillon (masse entre 10 et 12 g) dans 25 ml de KCl à 1 mol/l puis filtration dans une fiole de 50 ml et complètement avec la solution de KCl à 1 mol/l.

L'azote est dosé par colorimétrie à flux continu :

1) Les nitrates sont réduits en nitrites par la colonne de cadmium. Les nitrites NO₂⁻, forment un composé rouge pourpre à pH de 2 à 2,5 en présence de sulfanilamide et de N-(1-naphtyl)-éthylènediamine dihydrochloride mesurés à 520 nm.

2) L'ammonium forme en présence de la solution de salicylate et d'hypochlorite un composé bleu que l'on mesure à 660 nm

Dosage de l'azote potentiellement minéralisable

Méthode de Waring-Bremner : 5 g d'échantillons de sol sont mis à incuber pendant 14 jours dans des tubes fermés et à 28°C dans 12,5 ml d'eau distillée.

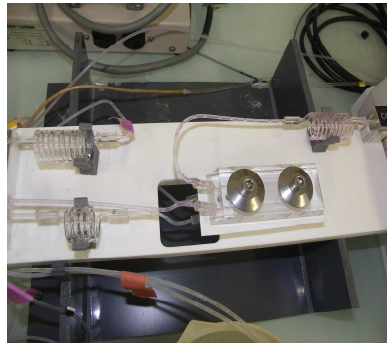
Au bout des 14 jours, on rajoute 0,9 g de KCl à chaque échantillon puis les échantillons sont mis à agiter pendant 4 h puis filtrés dans une fiole de 50 ml et compléter avec une solution de KCL à 1.8 mol/l (soit 72 g/l de KCl). Le dosage de N minéral est le même que précédemment.

Respiration (dosage du CO₂ org.)

Mise en Incubation

Le dispositif est le même que pour la minéralisation de l'azote. Le principe se base sur le piégeage du CO₂ libéré par la respiration bactérienne par une solution de NaOH de concentration connue. La quantité de CO₂ piégé sous forme de carbonates sera calculée par dosage en retour de la solution de NaOH restante. La respiration est mesurée à cinq temps : 3, 7, 14, 21 et 28 jours.

Ce dosage se fait par colorimétrie à flux continu, la soude se colore en rose en présence de phénolphthaléine, la concentration est proportionnelle à l'intensité de coloration, plus le CO₂ a été piégé, moins la solution de soude est concentrée.



Source personnelle

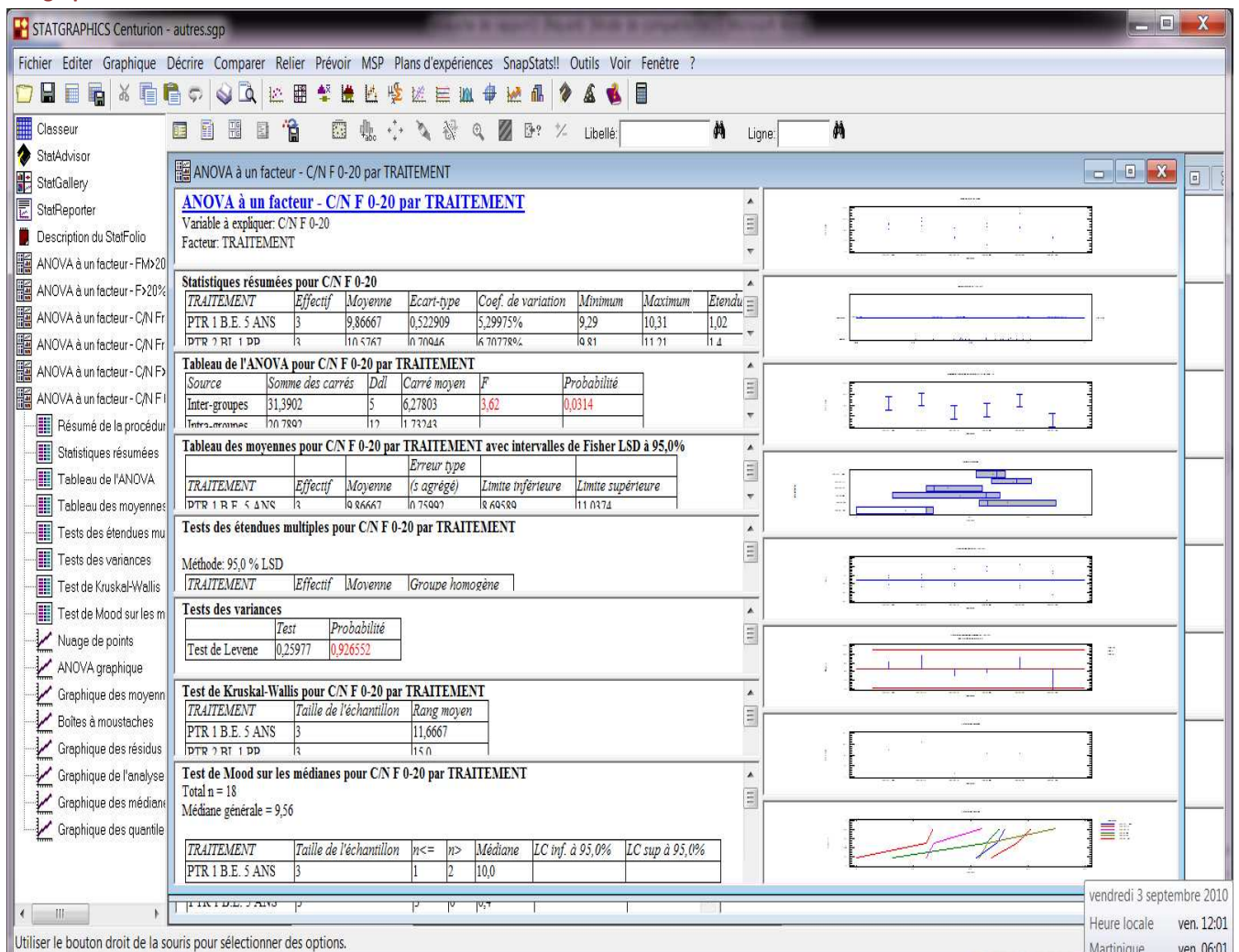
Photo 2: dosage du CO₂ sur le flux continu

Exploitation des résultats

Les résultats sont analysés statistiquement par le logiciel statgraphics centurion.

Des tests statistiques sont mis à disposition pour comparer les moyennes et les médianes des groupes ainsi que les écarts-types. Lors de la comparaison des moyennes, des tests des étendues multiples sont utilisés, le plus populaire d'entre eux étant le test HSD de Tukey.

Figure 7: présentation d'une feuille de calcul
Statgraphics



CHAPITRE IV : RESULTATS

Fractionnement Granulométrique de la matière organique

a. Variabilité du poids des fractions

La variabilité est estimée par le coefficient de variation (CV, rapport de l'écart-type à la moyenne, exprimé en % calculé sur trois répétitions de chaque échantillon (tab 8) sur les résultats des pourcentages des sommes des fractions sur le poids pesé. Les valeurs brutes sont en annexe 2 (tab.15 et 16)

Tableau 6: Moyenne, C.V. et écart type obtenus sur les répétitions

	Moy. des.% Σ des fractions en g/poids pesé	δ	C.V.%
PTR2 BL1 S NU	101,95	3,13	3,07
PTR 2 BL1 SG	98,45	3,91	3,97
PTR2 BL1 NW	95,69	1,62	1,70
PTR2 BL1 PN	98,91	2,38	2,41
PTR 2 BL 1 PP	100,01	7,03	7,03
PTR 1 B.E. 5 ANS	102,80	0,87	0,85

Les coefficients de variation ne dépassent pas 10% on peut dire qu'il n'y a pas une grande dispersion des résultats, en général ils restent inférieure à 5% sauf pour le traitement 5 (PTR 2 BL 1 PP) 7%.

b. Validation des résultats

Le bilan de masse est la somme, des masses de toutes les fractions granulométriques d'un échantillon de sol fractionné. (Annexe 2 tab.16). Ils varient entre approximativement 95 et 102% sauf pour deux échantillons donnant 93 pour l'un et 111% pour l'autre. Pour expliquer ces différences, sur le tableau 15 annexe 2 on observe une valeur très différente d'une répétition par rapport aux deux autres répétitions. Sur les fractions $>20\ \mu\text{m}$, 0-20 et 0-2 μm l'erreur peut provenir d'une erreur de prélèvement sur les aliquotes puisque pour les fractions 0-20 et 0-2 μm , la méthode de prélèvement se fait par aliquote. Le risque d'erreur pouvant être important en fonction du facteur temps.

Parallèlement aux fractionnements granulo-densimétriques de la matière organique, des analyses mécaniques sont réalisées sur un échantillon « super-composite » de 10 g de sol par traitement.

La qualité de la dispersion est évaluée par comparaison, pour chaque fraction équivalente, des résultats en masse du fractionnement granulo-densimétrique de la matière organique (F.G.D.M.O.) (dont on a déduit par calcul la masse des MO), à ceux de l'analyse mécanique (A.M.), dont la dispersion est considérée comme complète.

La validation des résultats se fait en comparant les pourcentages des fractions (tab.8)

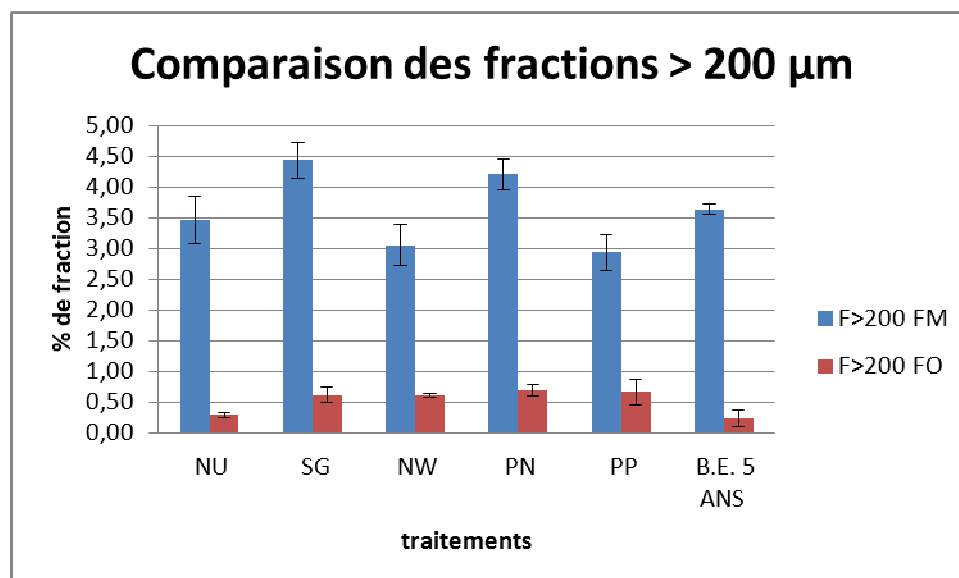
Tableau 7: Comparaison du F.G.D.M.O. par rapport à l'A.M. (exprimés en %)

	A.M.	FGMO	A.M.	FGMO	A.M.	FGMO	A.M.	FGMO	A.M.	FGMO	A.M.	FGMO	A.M.	FGMO
	F>200	F>200 FM	F>50	F>50 FM	F>20	F>20	F 0-20	F : 0-20	F : 0-2	F : 0-2	F2-20	F2-20	total granulo	Moy des fractions
NU0-30	5,66	3,46	6,96	9,05	3,04	3,50	69,64	64,13	41,74	61,50	27,90	2,62	85,29	85,52
SG0-30	6,29	4,43	7,92	7,70	3,17	3,53	75,15	61,20	73,63	55,84	1,53	5,36	92,54	84,19
NW0-30	3,51	3,42	5,50	5,52	2,48	3,06	84,64	62,86	69,15	56,71	15,49	6,15	96,13	83,87
PN0-30	6,26	3,67	7,85	5,24	3,10	3,24	79,29	62,89	63,27	59,10	16,02	3,79	96,50	83,52
PP0-30	3,73	3,19	5,99	5,38	2,74	3,28	76,07	66,39	68,22	58,93	7,85	7,46	88,53	86,40
GRNU0-30	7,28	3,65	8,49	5,87	3,78	4,14	80,00	66,14	66,27	58,94	13,73	7,20	99,55	87,22

On considérant que pour la mesure de la granulométrie totale on détruit la matière organique, seules les fractions minérales F>200 et F>50 sont comparées à celle de l'analyse mécanique. Sur les fractions 200 μ m, 4 valeurs ne sont pas répétitives erreurs que l'on retrouve sur les fractions > 50 μ m, aussi. Sur la fraction argileuse 0-2 μ m les différences sont visibles mais en comparant la somme des fractions par rapport sur le sol non fractionné que sur le sol fractionné on retrouve le total de la fraction donc on peut interpréter cette erreur par le fait que pour le sol non fractionné, il y a destruction de la matière organique et la dispersion des éléments est plus complète.

L'analyse statistique portera sur l'effet du traitement sur la proportion des fractions (voir annexe 5-1) après validation des résultats

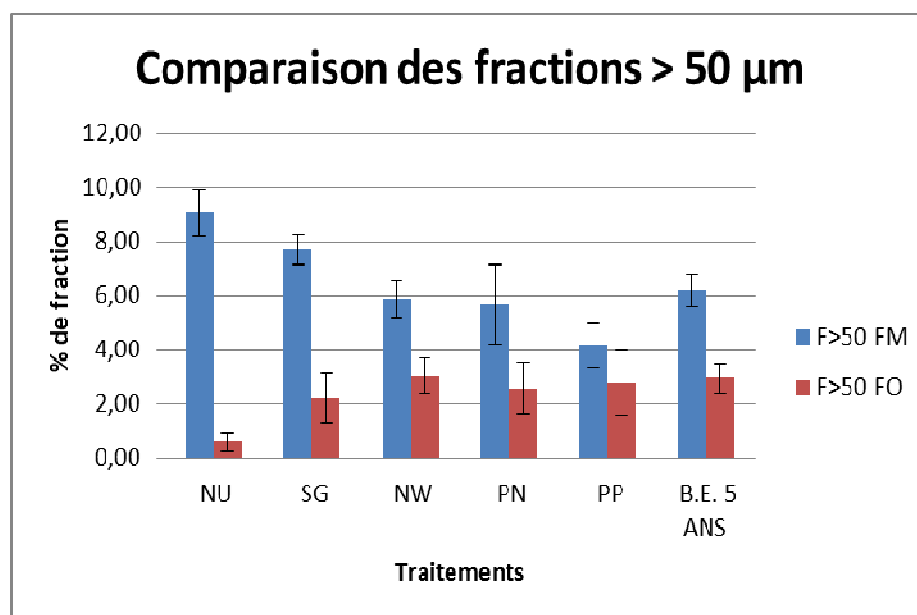
Figure 8: Comparaison de la répartition des fractions FM+FO >200 (moyenne $\pm \delta$)



L'analyse(annexe 5-1) montre qu'il existe des différences significatives entre les fractions minérales , les traitements PP ,NW et Nu se rapprochent , les traitements PN et SG se

comportent de la même manière mais se différencient de l'autre groupe et entre les deux, on trouve le traitement B.E 5 ans. Concernant la fraction organique $>200\ \mu\text{m}$, l'analyse statistique met en évidence des différences significatives ; la B.E 5 ans et le témoin se comportent de la même manière alors que les autres traitements sont dans une autre groupe homogène. On peut déjà conclure que les plantes de couverture ont un impact sur la fraction organique $>200\ \mu\text{m}$.

Figure 9: comparaison de la répartition des fractions FM +FO >50 (moyenne $\pm\delta$)



L'analyse statistique met en évidence des différences significatives sur les fractions minérales et décompose les traitements en 4 groupes : le témoin se constitue un groupe, il se différencie de SG constituant un autre groupe et de PP qui est un troisième groupe, les traitements PN, NW et B.E. 5 ans sont dans le même groupe.

Pour l'analyse statistique de la fraction organique $> 50\ \mu\text{m}$, on observe deux groupes homogènes, le témoin se différenciant des autres traitements.

Une analyse statistique de la somme de FO $> 50\ \mu\text{m}$ (FO $>200\ \mu\text{m}$ + FO $> 50\ \mu\text{m}$) montre une différence significative entre le témoin T1 et les autres traitements.

Pour le reste des fractions l'analyse statistique ne montre aucune différence significative.

Figure 10: comparaison des fractions > 20 et 2-20 μm (moyenne $\pm\delta$)

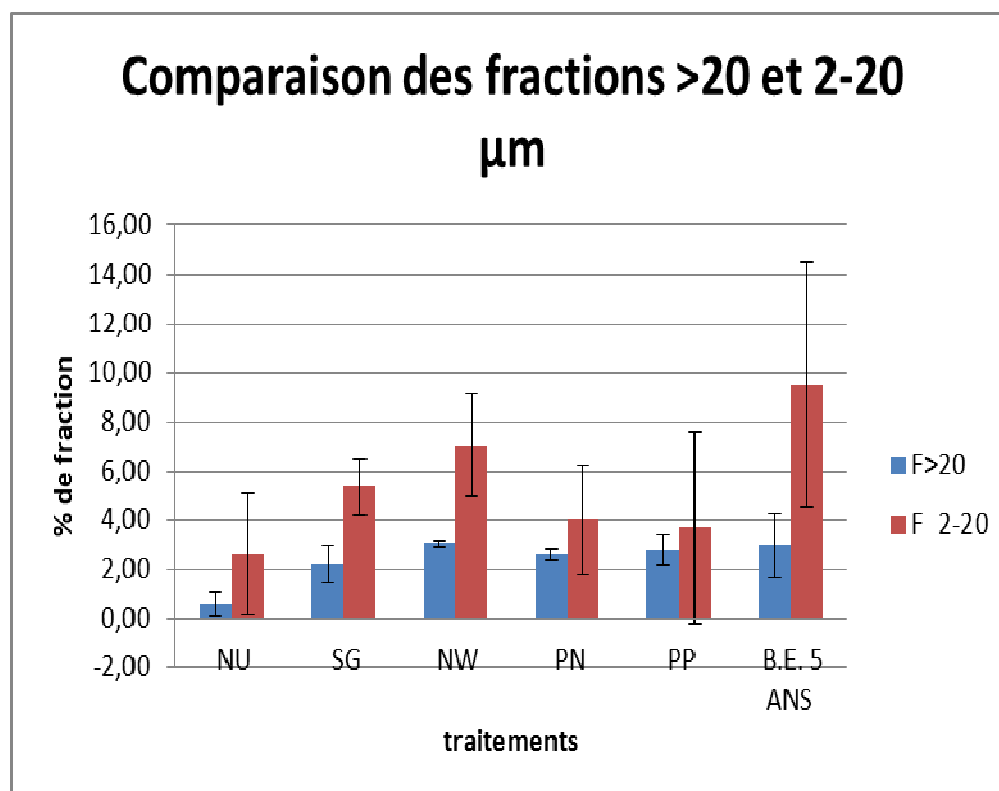
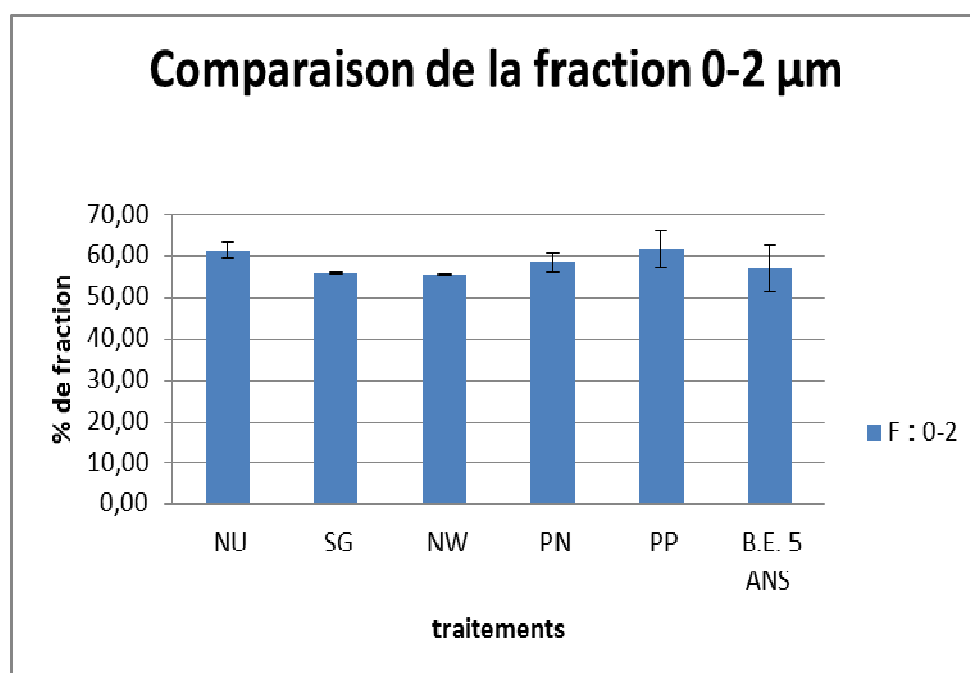


Figure 11: comparaison de la fraction 0-2 μm (moyenne $\pm\delta$)



Mesure de C et N

Tableau 8 : valeurs de C et N des différentes fractions

	F>200 FM		F>200 FO		F>50FM		F>50 FO		F>20		F:0- 20		F: 0- 2	
Identification	N %	C %	N %	C %	N %	C %	N %	C %	N %	C %	N %	C %	N %	C %
PTR2 BL1 S NU	0,00	0,30	1,85	33,54	0,20	0,68	0,97	8,87	0,33	1,30	0,28	1,45	0,24	1,16
PTR2 BL1 S NU	0,18	0,17	2,14	32,54	0,16	0,65	0,73	8,03	0,18	1,39	0,21	1,55	0,21	0,99
PTR2 BL1 S NU	0,20	0,42	0,61	9,76	0,17	0,50	0,42	4,01	0,25	1,01	0,20	1,53	0,28	1,00
PTR 2 BL1 SG	0,13	0,07	1,27	24,29	0,14	0,91	0,35	3,96	0,21	0,90	0,22	1,73	0,22	1,24
PTR 2 BL1 SG	0,08	0,08	1,33	22,65	0,11	0,35	0,40	4,56	0,17	1,01	0,24	1,79	0,20	1,10
PTR 2 BL1 SG	0,18	0,08	1,55	30,93	0,14	0,32	0,65	6,82	0,11	1,22	0,19	1,78	0,21	1,08
PTR2 BL1 NW	0,10	0,80	1,54	26,99	0,21	0,32	0,83	10,88	0,14	1,05	0,25	1,57	0,21	1,11
PTR2 BL1 NW	0,00	0,17	1,13	20,35	0,00	0,34	0,23	3,35	0,09	1,51	0,16	1,54	0,12	1,20
PTR2 BL1 NW	0,01	0,30	1,44	30,61	0,00	0,31	0,74	11,30	0,08	1,45	0,15	1,52	0,12	1,30
PTR2 BL1 PN	0,00	0,14	1,56	31,60	0,00	0,23	0,23	3,76	0,10	1,47	0,20	1,94	0,13	1,36
PTR2 BL1 PN	0,00	0,24	1,38	26,73	0,00	0,30	0,51	8,34	0,07	1,02	0,18	1,69	0,16	1,43
PTR2 BL1 PN	0,00	0,19	1,26	24,73	0,00	0,29	0,28	5,32	0,05	1,20	0,14	1,69	0,12	1,39
PTR 2 BL 1 PP	0,00	0,14	1,66	28,52	0,00	0,11	0,14	2,72	0,05	1,10	0,14	1,50	0,11	1,21
PTR 2 BL 1 PP	0,00	0,11	1,78	32,80	0,00	0,19	0,20	4,04	0,05	1,04	0,14	1,57	0,11	1,28
PTR 2 BL 1 PP	0,00	0,18	1,43	24,19	0,00	0,35	0,18	2,85	0,09	1,38	0,16	1,57	0,11	1,27
PTR 1 NU 5 ANS	0,00	0,08	1,16	23,02	0,00	0,18	0,20	2,51	0,03	0,60	0,13	1,30	0,11	1,12
PTR 1 NU 5 ANS	0,00	0,07	0,32	5,06	0,01	0,16	0,18	2,51	0,08	0,95	0,13	1,34	0,11	1,02
PTR 1 NU 5 ANS	0,00	0,22	1,25	25,79	0,00	0,15	0,15	2,20	0,07	0,96	0,14	1,30	0,11	1,07

Des bilans du fractionnement (% de la somme des fractions par rapport au sol non fractionné (SNF) par apport à la masse mais aussi par rapport au contenu en C, les variations doivent être comprises entre 95 et 105 %. Les bilans d'azote sont impossibles à boucler dans la mesure où le N soluble n'est pas dosé.

La validation finale du fractionnement se complète par la comparaison avec le bilan de C et N qui comparé avec le bilan de masse, doit nous permettre de retrouver un bilan cohérent et voir si les erreurs du bilan de masse se reproduisent sur les bilans de C et N.

Les bilans de carbone et d'azote ne sont pas satisfaisants (annexe 3-3) sur certains échantillons montrant pour N et C soit des excédents soit des pertes. Pour expliquer ces différences (en annexe 3 les tableaux des valeurs de C et N) nous constatons que certaines valeurs paraissent aberrantes. En calculant le C/N des fractions, certaines valeurs paraissent pourtant cohérentes. L'erreur peut provenir de la pesée effectuée sur les fractions qui est trop faible pour les fractions minérales et, pour les fractions organiques, on peut expliquer l'erreur par une mauvaise homogénéisation de l'échantillon trop faible pour être broyé à 100µm pour le dosage de C et N. Une nouvelle analyse des échantillons est nécessaire, en choisissant un poids pour les fractions minérales lors de la pesée supérieure à 50 mg. Pour les fractions organiques, la répétition de chaque échantillon au moins trois fois est nécessaire, puis faire une moyenne des valeurs obtenues.

Une analyse statistique du C/N sur les fractions organiques FO> 200 et > 50 µm et les fractions F > 20 et 0-20 µm (annexe 5-2) est réalisé. Il faut rester prudent sur l'interprétation des résultats compte tenu des valeurs aberrantes ; et nous pouvons observer qu'il n'y a pas de différences significatives entre les C/N des fractions >200 µm.

Pour les rapports C/N des fractions organiques > 50 µm il existe des différences significatives 3 groupes sont définis ; le premier groupe comprenant : (Nu et SG avec un C/N autour de 10-11), le deuxième groupe avec : (B.E. 5 ans et NW avec un C/N autour de 13-14), et le troisième groupe : (PP et PN avec un C/N autour de 17-18) . En observant les groupes on ne peut pas affirmer que les plantes de couverture ont un impact sur ce paramètre.

Pour les rapports C/N des fractions > 20 µm et 0-20 µm il existe les mêmes différences significatives et les mêmes groupes sont définis (Nu) (SG et NW) (PP, PN et B.E.). En observant les groupes formés on peut affirmer que les plantes de couverture ont un impact sur ce paramètre en conservant l'hypothèse que le traitement B.E peut probablement avoir reçu de la matière organique du système racinaire du bananier et qu'il ne peut servir de témoin de comparaison.

La moyenne des bilans de masse de C et N offre cependant un bilan cohérent.

Tableau 9: bilan de masse de C et N

	Moy. des % Σ des fractions en C	Moy. des % Σ des fractions en C	Moy. des % Σ des fractions en N
PTR2 BL1 S NU	101,95	136,39	90,18
PTR 2 BL1 SG	98,45	98,09	99,08
PTR2 BL1 NW	95,69	104,43	113,24
PTR2 BL1 PN	98,91	85,93	121,28
PTR 2 BL 1 PP	100,01	61,47	98,64
PTR 1 B.E. 5 ANS	102,80	53,12	77,05

Si les répétitions n'offrent pas une bonne répétabilité, ni une cohérence dans le bilan de masse, en revanche, la moyenne des bilans de C et N pour chaque traitement paraît être plus cohérente au niveau du bilan de masse et permet de confirmer l'hétérogénéité de l'échantillon. (Le problème peut aussi provenir de l'impossibilité de pouvoir broyer et tamiser à 100 µm certaines fractions trop faibles en poids, pour effectuer le dosage de C et N)

On peut calculer les coefficients d'enrichissement en carbone (Ec) et en azote (En) de chaque fraction avec

- (Ec) = mgCg-1 fraction / mgCg-1 du sol non fractionné
- (En) = mgNg-1 fraction / mgNg-1 du sol non fractionné

Tableau des coefficients d'enrichissement en annexe 3-4

En écartant certaines valeurs de (En) car les valeurs en N étaient aberrantes, les coefficients d'enrichissement (En) et (Ec) sous couvert sont plus importants que sur sol nu et sur bananeraie établie 5 ans.

La distribution granulométrique du carbone et de l'azote (annexe3-5) est calculée en tenant compte de la masse de l'élément dans la fraction divisé par la masse totale de l'élément et multiplié par 100. Elle nous renseigne sur le taux de C ou N lié à la fraction.

Mesure du CO₂

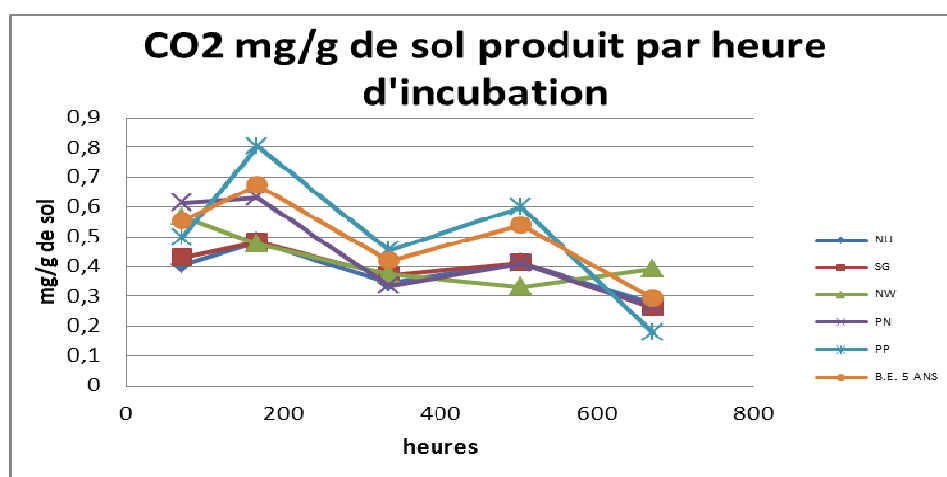
La mesure de la respiration est donnée en mg CO₂/g de sol (annexe 4-1). Ces valeurs sont converties en mg de C-CO₂ / g de sol (annexe 4-2). Le tableau 10 donne la moyenne des répétitions aux différents temps de mesure.

Tableau 10: moyennes des concentrations en C-CO₂ mg/kg de sol

	3 jours	7 jours	14 jours	21 jours	28 jours	Σ C-CO ₂ mg/g de sol
	moy.	moy.	moy.	moy.	moy.	moy.
PTR2 BL1 S NU	7,96	12,68	15,83	18,97	12,62	68,06
PTR 2 BL1 SG	8,41	12,68	16,95	18,90	11,91	68,86
PTR2 BL1 NW	11,11	12,46	17,18	15,23	17,98	73,95
PTR2 BL1 PN	12,01	16,50	15,38	18,66	12,12	74,68
PTR 2 BL 1 PP	9,76	21,00	20,78	27,52	8,04	87,10
PTR 1 B.E. 5 ANS	10,88	17,63	19,20	24,66	13,46	85,84

Ce tableau donne la moyenne des valeurs de C-CO₂ en mg/kg de sol obtenus aux différentes dates de mesure et la somme de ces valeurs représentant le total de C-CO₂ émis sur les 28 jours d'incubation. Pour avoir une idée de la cinétique de la respiration, la courbe figure 12 nous donne une idée des taux de CO₂ produits par heure et par traitement.

Figure 12: Total de CO₂ produit par heure pendant l'incubation



Les courbes suivent la même allure, seule la courbe (NW) se différencie entre 3 et 21 jours où la quantité de CO₂ produit diminue par unité de jours de façon linéaire jusqu'à 504 heures. Après 504 heures, ce traitement a une quantité de CO₂ qui tend à augmenter alors que pour les autres traitements il y a une diminution plus nette de la production de CO₂ du a une activité bactérienne moins intense. Le traitement PP a une courbe assez marquée entre 0 et 168 heures ce qui signifie que l'activité bactérienne est plus importante et ensuite, l'activité bactérienne de 21 à 28 jours décroît plus rapidement que les autres traitements.

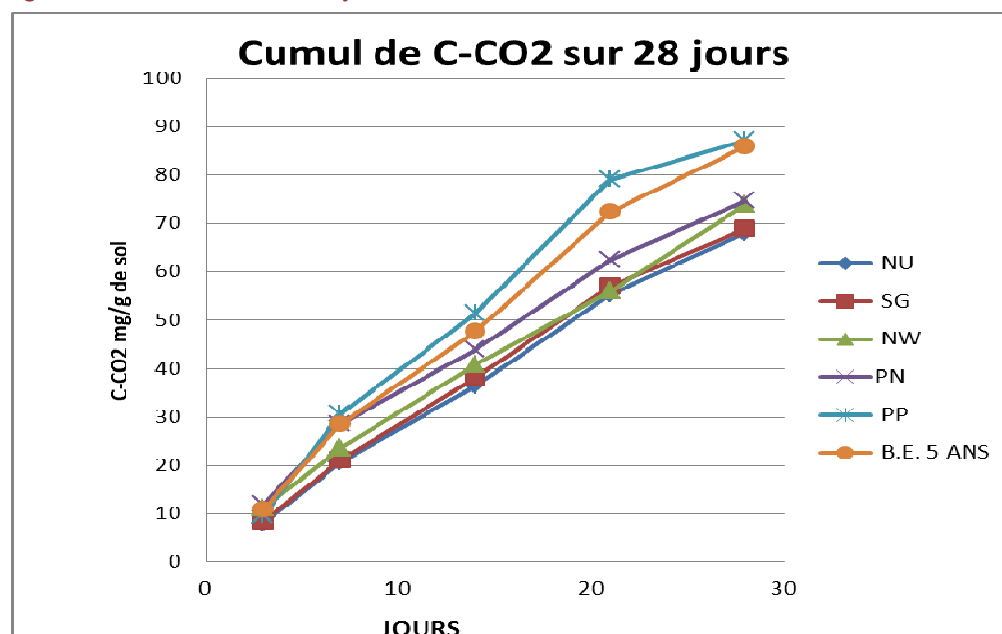
Un flush initial est bien visible dans tous les sols jusqu'à 7 jours). Cet effet est dû à la remise en température des échantillons, qui avaient été conservés à 4 °C et avant la mise en incubation, j'avais remis les échantillons à température de 28°C et en condition d'humidité égale à la capacité au champ soit 36%, de ce fait l'activité microbienne redémarre provoquant un flush de minéralisation. Le « flush » de minéralisation varie de manière significative d'un traitement à l'autre. Il est plus important avec le traitement sous *Pueraria* et sur la bananeraie établie 5 ans. Ce qui signifie que l'activité microbienne réagit plus rapidement, en conditions optimales de température et d'humidité sous ces 2 traitements.

Un cumul de production de C-CO₂ en calculant par dates de mesure, nous donne une idée de la dynamique de la respiration.

Tableau 11: tableau de cumul de C-CO₂ sur 28 jours

	Cumul de C-CO ₂ mg/g de sol														
	3	δ	CV%	7	δ	CV%	14	δ	CV%	21	δ	CV%	28	δ	CV%
NU	8,0	0,0	0,0	20,6	1,2	5,7	36,5	7,1	19,4	55,4	17,2	31,0	68,1	15,4	22,7
SG	8,4	1,4	16,7	21,1	4,5	21,3	38,1	12,4	32,5	57,0	6,6	11,6	68,9	5,6	8,1
NW	11,1	5,5	49,1	23,6	6,8	28,9	40,8	8,4	20,7	56,0	11,8	21,1	74,0	8,5	11,5
PN	12,0	4,7	38,9	28,5	7,8	27,3	43,9	5,5	12,5	62,5	6,2	10,0	74,7	3,2	4,3
PP	9,8	1,4	14,4	30,8	7,0	22,8	51,6	5,1	9,9	79,1	12,0	15,1	87,1	7,9	9,0
B.E. 5 ANS	10,9	2,2	19,9	28,5	1,7	6,0	47,7	3,8	7,9	72,4	12,1	16,8	85,9	13,2	15,4

Figure 13: Cumul de C-CO₂ sur 28 jours



Le graphe montre une respiration toujours active après 28 jours, cela prouve que l'activité microbienne est toujours intense car les conditions optimales de développement sont réunies : une source de nutriments toujours disponible, une température et une humidité favorables.

Mesure de l'azote minéralisé

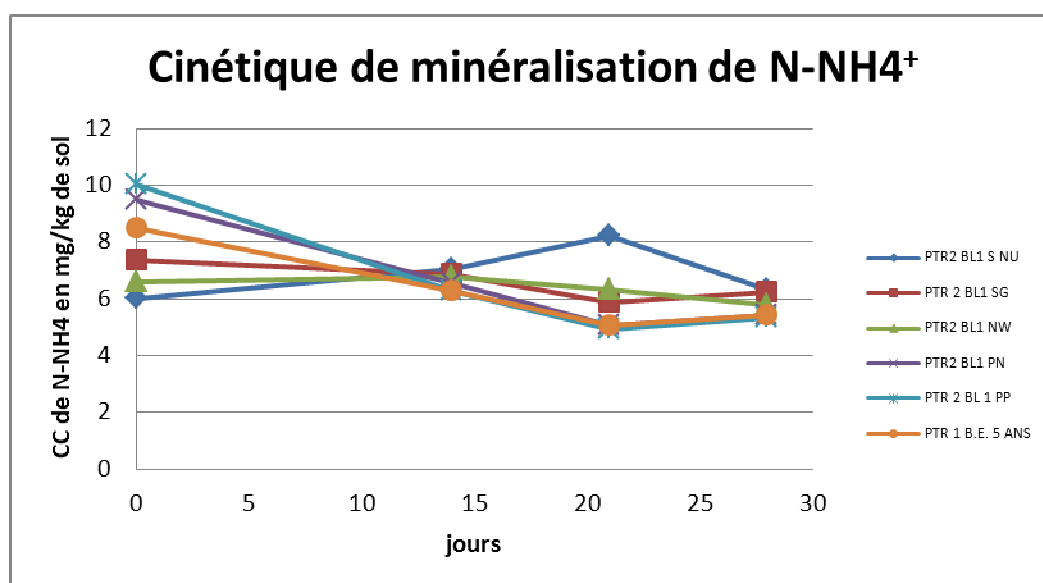
Le dosage de l'azote N-NH_4^+ nous donne des valeurs brutes présentées en annexe 4-3. Le tableau 11 donne la moyenne des répétitions par pas de temps.

Tableau 12: Concentration en N-NH_4^+ en mg/kg de sol

traitement	T0	T14	T21	T28
NU	6,02	7,06	8,23	6,35
SG	7,34	6,86	5,86	6,23
NW	6,61	6,76	6,31	5,78
PN	9,47	6,54	5,05	5,44
PP	10,04	6,26	4,90	5,33
B.E. 5 ans	8,51	6,29	6,05	5,44

La figure 14 nous illustre la cinétique de minéralisation de N-NH_4^+ de chaque traitement.

Figure 14: Cinétique de minéralisation de N-NH_4^+ par traitement



Tous les traitements suivent la même tendance, une diminution de N-NH_4^+ au cours du temps qui pourrait être, en début d'incubation assimilée à une minéralisation de N-NH_4^+ en N-NO_3^- . Seul le traitement témoin entre le 14^{ième} et le 21^{ième} jour se comporte différemment : la concentration en N-NH_4^+ augmente pour revenir au même niveau que les autres traitements à 28 jours.

L'analyse statistique (annexe 5-3) montre qu'à T0, il y a des différences significatives : il y a 2 groupes homogènes : 1 : (NU, NW, SG) et 2 (BE 5 ans, PN, PP). A la vue des groupes

formés on ne peut pas dire que c'est un effet plante de couverture car le témoin nu et la bananeraie établie ne devraient pas appartenir au groupe plante de couverture si c'était le cas.

A T14 jours il n'y a pas de différence significative. A T 21 jours, il y a une différence significative entre le témoin et le reste des traitements, la quantité de N-NH_4^+ dosé est plus importante que les autres traitements. A 28 jours, la concentration du témoin avoisine la concentration des autres traitements. Pourtant à cette date, on observe une différence significative avec deux groupes homogènes : 1 : (PP, BE 5 ans, PN, NW) et 2 : (SG, Nu).

Le dosage de l'azote N-NO_3^- nous donne des valeurs brutes présentées en annexe 4-4. Le tableau 12 donne la moyenne des répétitions par pas de temps.

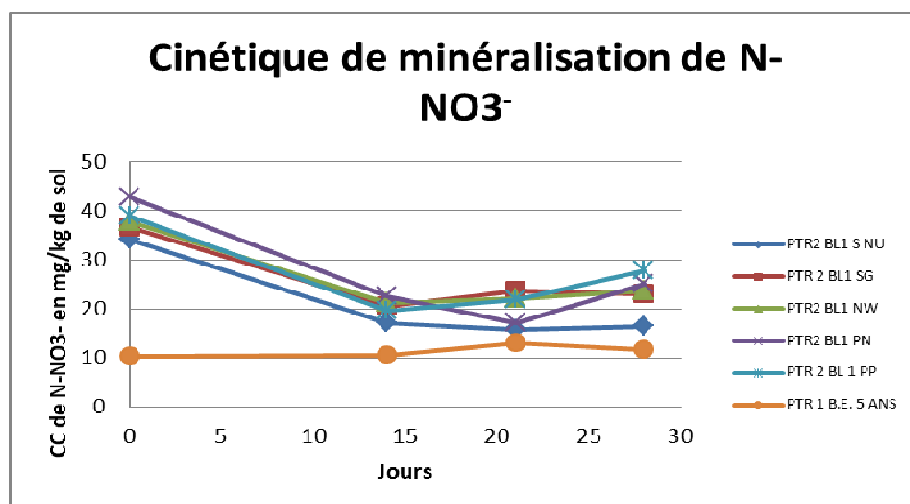
Tableau 13: Concentration en N-NO_3^- en mg/kg de sol

Traitement	T0	T14	T21	T28
NU	34,10	17,15	15,69	16,41
SG	36,64	20,44	23,54	22,94
NW	37,70	21,12	22,09	23,56
PN	42,69	22,45	17,14	25,04
PP	32,31	19,56	21,72	27,73
B.E. 5 ans	10,16	7,84	12,88	11,66

L'analyse statistique (annexe 5-4) montre qu'à T0, il y a des différences significatives, avec 4 groupes homogènes : 1 : (B. E 5ans), 2 : (Nu, SG, NW), 3 : (PP) et 4 : (PN) entre ces deux groupes mais différents entre eux. A T 14 jours, il n'y a pas différences significatives entre les traitements et la bananeraie en premier cycle. Seule la bananeraie établie se comporte différemment. A T 21 jours, il y a une différence significative entre les traitements, le Témoin nu et la bananeraie établie appartiennent au même groupe, le PN appartient à un groupe, et PP, NW et SG appartiennent au 3^{ième} groupe. On aperçoit alors une différenciation par rapport à la nature de la plante de couverture. A T 28 jours, il y a des différences significatives, avec deux groupes : 1 : (B.E. 5 ans, Nu) et 2 : (SG, NW, PN, PP) où apparaît l'impact des plantes de couvertures sans différenciation de nature de celles-ci.

La figure 15 nous illustre la cinétique de minéralisation de N-NO_3^- de chaque traitement.

Figure 15 : Cinétique de minéralisation de N-NO₃⁻ en mg/kg de sol



Les traitements sous premier cycle ont la même cinétique de minéralisation avec du premier au 14^{ième} jour une concentration en N-NO₃⁻ qui chute de presque 40%. Seul le traitement sous bananeraie établie garde des concentrations constantes offrant presque un palier de 0 à 28 jours

Azote potentiellement minéralisable

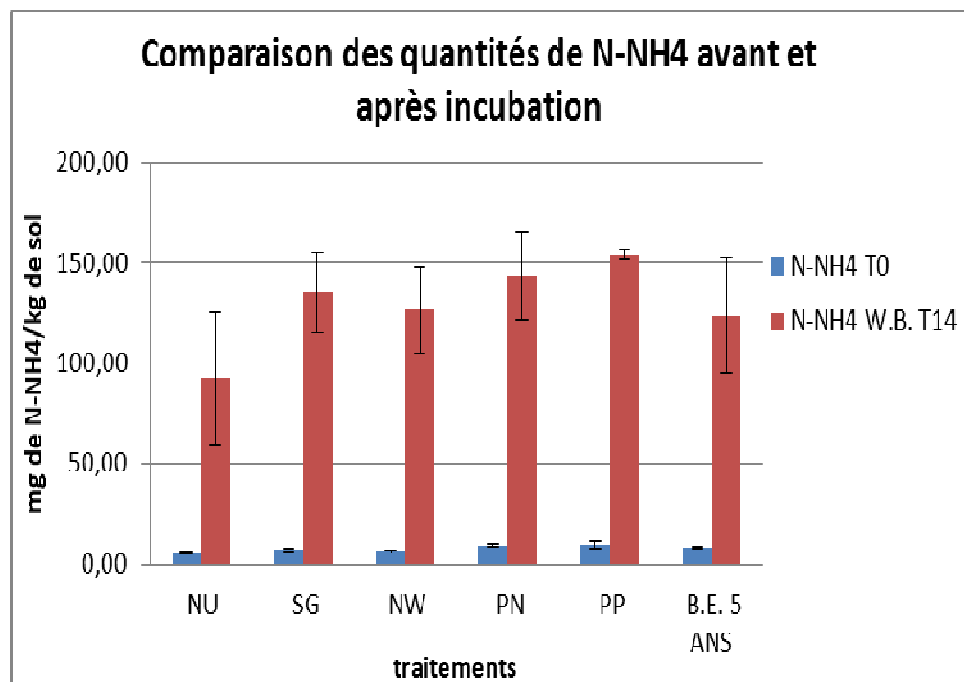
Le dosage de l'azote potentiellement minéralisable, nous donne des valeurs brutes présentées en annexe 4-5. Le tableau 13 donne la moyenne des répétitions par pas de temps, les moyennes des valeurs de N-NH₄⁺ et N-NO₃⁻ à T0 et les valeurs après 14 jours de minéralisation.

Tableau 14: moyenne en mg/kg de sol de N-NH₄ et N-NO₃

mg/kg de sol	N-NH ₄ T0	δ	N-NO ₃ T0	δ	N-NH ₄ W.B. T14	δ	N-NO ₃ W.B. T14	δ
NU	6,02	0,70	34,10	3,91	92,70	33,13	-4,83	6,21
SG	7,34	0,90	36,64	0,35	135,80	20,18	13,36	17,37
NW	6,60	0,50	37,70	2,50	126,73	21,52	13,68	16,79
PN	9,47	0,66	42,69	4,12	143,69	21,79	12,84	9,11
PP	10,04	1,75	32,31	11,18	154,48	2,89	37,03	11,18
B.E. 5 ANS	8,51	0,52	10,16	3,47	123,67	28,58	52,28	8,14

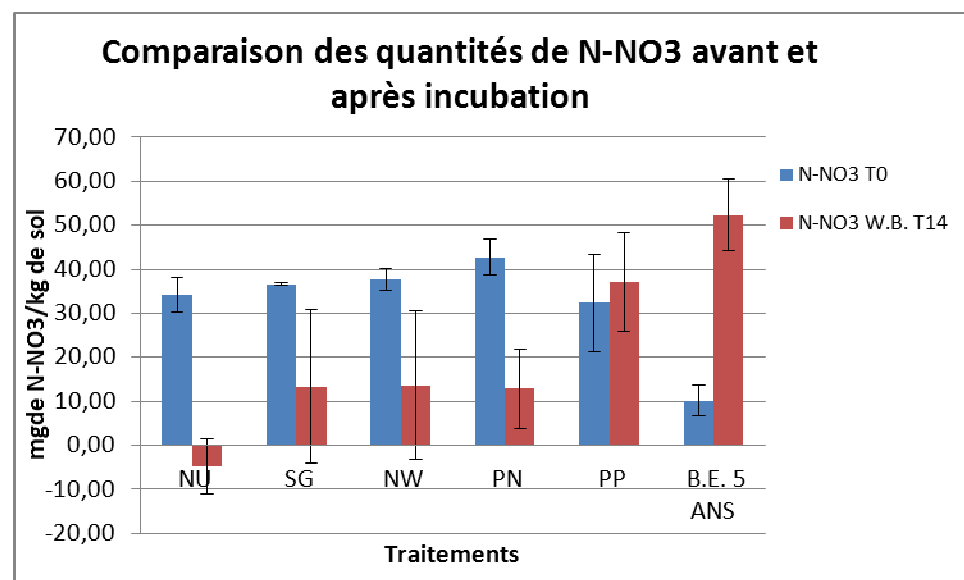
La figure 16 nous permet de comparer les quantités de N-NH₄⁺ avant et après incubation.

Figure 16: comparaison des quantités de N-NH4 avant et après incubation



La figure 17 nous permet de comparer les quantités de N-NO₃⁻ avant et après incubation.

Figure 17: comparaison des quantités de N-NO3 avant et après incubation



Le principe de la méthode Waring Bremner est de mesurer la quantité de N-NH₄ qui pourrait être potentiellement minéralisée. En plaçant le dispositif en anaérobiose (absence d'oxygène), la réaction de nitrification ($2\text{NH}_4^+ + 3\text{O}_2 \rightarrow 2\text{NO}_2^- + \text{H}_2\text{O} + 4\text{H}^+$ puis $2\text{NO}_2^- + \text{O}_2 \rightarrow 2\text{NO}_3^-$) est inhibée et donc normalement il n'y a pas de production de nitrate.

L'analyse statistique (annexe 5-5) ne montre aucune différence significative entre les

traitements concernant la quantité d'azote potentiellement minéralisable (N-NH_4^+). En revanche, les quantités de N-NO_3^- ne devaient pas augmenter mais au contraire diminuer et l'analyse statistique montre des différences significatives entre les traitements. On distingue 2 groupes distinctes : (1) : (Nu, PN, SG, NW) et (2) : (PP et BE 5 ans). Le témoin nu est le seul qui en absence d'oxygène ne produit pas de N-NO_3^- .

Bilan de croissance des plantes de couverture

Voir annexe 6

Tableau 15: bilan de production de biomasse fraîche /traitement

	t/an/ha
NW	5,78
PN	3,73
PP	10,77
SG	5,37

Ces résultats sont obtenus à partir des masse de biomasse fraîche mesurées par un technicien chaque mois depuis le mois de septembre 2009 jusqu'à avril 2010 puis, la somme obtenue sur 10 mois est extrapolée à 12 mois .On obtient des kg/an/82 m^2 . Le résultat obtenu est converti en T/ha.

On constate que *Pueraria* produit trois fois plus de biomasse que *Stylosanthes* et *Paspalum* et deux fois plus que *Neotonia*.

Autres analyses : en annexe 7 une analyse chimique des échantillons

L'analyse chimique nous permet de juger de l'état minéral des échantillons avec un pH variant de 5,22 à 5,67 sol acide, une C.E.C. variant de 16,27 à 27,83 les valeurs les plus faibles sont retrouvées sur le traitement témoin et la bananeraie établie 5 ans.

CHAPITRE V DISCUSSION

Le fractionnement granulométrique met en évidence pour les traitements sous couvert un enrichissement de la fraction organique $> 200 \mu\text{m}$; le témoin et la bananeraie établie présentent une fraction environ 3 fois inférieure à celles sous couvert : la fraction organique $> 200 \mu\text{m}$ du Nu et BE 5 ans est entre 0.24 et 0.30 % contre les traitements sous couverts qui varient entre 0.62 et 0.70 %. Cette fraction correspond à une source de matière organique facilement minéralisable, les parcelles sont jeunes et il serait intéressant de suivre ce paramètre en fonction du temps. Cette fraction s'enrichit et va augmenter le stockage de carbone dans les parcelles mais celles-ci étant jeunes, la mesure ne donnera pas encore de résultats significatifs.

Au niveau du tableau de distribution du carbone et de l'azote, on observe en moyenne qu'entre 50 et 63 % du C et 32 et 53% de N sont liés à la fraction $F > 20 \mu\text{m}$ pour tous les traitements.

Le traitement B.E. 5 ans a les taux de carbone et d'azote les plus faibles. Ceci signifie que l'humus stable est moins riche sous ce traitement.

Sous les traitements plantes de couverture au contraire il y a enrichissement de cet humus associé à la fraction argileuse.

Entre les traitements sous légumineuses et le traitement sous graminée, les taux d'azote et de carbone liés à la fraction $> 20 \mu\text{m}$ ne montrent pas de grosses différences.

Le témoin Nu présente des taux de C et N liés sensiblement proches des traitements sous couverture. On peut expliquer ces taux par le fait que même si la parcelle n'a pas de plante de couverture mais elle subit un enherbement spontané. Ces adventices sont détruits périodiquement par voie chimique. En phase de premier cycle les différences ne s'observent pas mais à long terme, le témoin risque de se comporter comme la bananeraie établie où l'enherbement spontané ne se faisant presque plus à force d'utiliser du désherbant (qui éliminent les semences d'adventices), l'enrichissement en C et en N de la fraction $> 20 \mu\text{m}$ du à l'apport de matière organique ne se fasse plus.

La distribution granulométrique de C et de N n'a pas fait l'objet d'une étude statistique à cause de la trop grande variabilité des répétitions, cependant elle a donné une hypothétique idée de cette distribution.

Le rapport C/N des sols non fractionnés (annexe 7) est un indicateur qui permet de juger du degré d'évolution de la matière organique, c'est-à-dire de son aptitude à se décomposer plus ou moins vite dans le sol.

Dans notre cas, l'ensemble des C/N des sols non fractionnés varie entre 10,61 et 11,44 ce qui indique une vitesse de décomposition qui est à son maximum. Donc une minéralisation en continue permettant un apport en nutriment régulier pour le bananier.

Sur les sols non fractionnés, les valeurs d'azote et de carbone sur les traitements avec plantes de couverture ne varient pas entre chaque traitement. Au stade premier cycle l'impact des plantes de couverture sur le % de M.O. n'est pas visible, le témoin nu a une valeur proche de celle des traitements. Les valeurs de C et N sont différentes sur la bananeraie établie, des valeurs assez fortes pour un bloc qui ne reçoit ni engrais ni résidus de culture,

aucun commentaire explicatif ne peut être fourni avant une nouvelle analyse de cet échantillon, l'hypothèse est qu'il y a une erreur de dosage.

La respiration microbienne étudiée sur 28 jours d'incubation devrait se prolonger sur un temps beaucoup plus long car les mesures effectuées mettent en évidence une activité microbienne intense mais qui au bout de 28 jours n'est pas arrivée à un stade de stabilisation caractérisée par un palier. On n'observe pas non plus de phase de baisse d'activité qui apparaîtrait sous forme de courbe décroissante. Ceci nous permet de conclure que les conditions en nutriments, au bout de 28 jours sont toujours optimales.

L'analyse statistique (annexe 5-4) ne montre une différence significative qu'à partir du 7^{ième} jour pour le traitement sous *Pueraria* qui se démarque des autres traitements mais avec une biomasse environ égale à 10t/an/ha pour le *Pueraria*, on peut émettre l'hypothèse que la quantité de biomasse est un facteur influant sur le développement de la biomasse bactérienne mais que cette affirmation reste à prouver sur un délai plus long. En 2005 **Chantigny** explique que les résidus qui retournent aux sols en fragments grossiers, sont colonisés par les microorganismes dès que les conditions sont propices. Donc plus la quantité de biomasse végétale est importante, plus la quantité de résidus le sera aussi, donc on doit observer une quantité de CO₂ dégagé, proportionnelle à la quantité de biomasse végétale. La quantité de C-CO₂ dégagé la plus forte est pour les sols sous *Pueraria* ce qui confirme l'hypothèse de la relation entre quantité de biomasse et activité de la biomasse bactérienne.

Cependant, la relation quantité de biomasse et respiration reste à prouver car le traitement bananeraie établie pourrait annuler l'hypothèse émise précédemment car il donne une courbe de respiration proche de celle du traitement PP, mais on peut envisager l'hypothèse que la partie racinaire de bananier qui est pérenne au cours des différents cycles, a enrichi le sol en matière organique.

Les courbes de production d'azote minéral au cours de l'incubation montrent des quantités d'ammonium NH₄⁺ compris entre 4,90 et 10 mg/kg de sol et restent des quantités faibles. L'analyse statistique montre qu'avant l'incubation il y a des différences significatives. Le témoin, les traitements sous *Neotonia* et *Stylosanthes* se comportent de la même manière, on observe qu'ils ont un rendement en biomasse fraîche qui tourne autour de 5 t/an/ha. La bananeraie établie, le traitement sous *Paspalum* et le traitement sous *Pueraria* se comporte de la même manière, et le traitement B.E et *Stylosanthes* se rapprochent. Les légumineuses n'ont aucun impact sur la minéralisation, le *Pueraria* à T0 donne la plus grande concentration en azote ammoniacal mais on peut penser que cette différence par rapport aux autres traitements est due à sa capacité à fournir une biomasse plus importante que les autres plantes de couverture (tableau 14). Au cours de l'incubation, l'analyse statistique ne montre pas de différences significatives, L'azote varie de la même façon au cours du temps, et seul le témoin à T21 jours libère plus d'azote ammoniacal pour retomber au même niveau que les autres traitements à T28 jours. Une incubation plus longue serait nécessaire pour voir comment se comportent chaque traitement. On peut calculer le taux de minéralisation nette exprimé en % sur l'horizon 0-10 cm (qui est la différence entre la minéralisation brute et la réorganisation) (**Baize 2000**). C'est la seule quantité qui est disponible pour l'alimentation des végétaux. Si elle est négative c'est que le stock d'azote diminue pour les racines, si elle est positive c'est que le stock d'azote augmente.

Minéralisation nette ou MN = $[(N-NO_3^-)_{t_1} - (N-NO_3^-)_{t_0}] + [(N-NH_4^+)_{t_1} - (N-NH_4^+)_{t_0}]$

N organique = N total $t_0 - [(N-NO_3^-)_{t_0} + (N-NH_4^+)_{t_0}]$

Taux de minéralisation nette ou TMN= (MN/N org.) *100

Tableau 16: Taux de minéralisation nette

	MN 14 jours	MN 21 jours	MN 28 jours	N total mg/kg	N org T 0mg/kg	TM % 14	TM % 21	TM % 28
PTR2 BL1 S NU	-15,92	-16,20	-17,37	1900,00	1859,88	-0,86	-0,87	-0,93
PTR 2 BL1 SG	-16,68	-14,59	-14,81	2000,00	1956,02	-0,85	-0,75	-0,76
PTR2 BL1 NW	-16,42	-15,90	-14,96	1800,00	1755,70	-0,94	-0,91	-0,85
PTR2 BL1 PN	-23,17	-29,97	-21,68	1900,00	1847,84	-1,25	-1,62	-1,17
PTR 2 BL 1 PP	-22,99	-22,18	-15,75	1800,00	1751,20	-1,31	-1,27	-0,90
PTR 1 B.E. 5 ANS	-1,95	-0,74	-1,57	2900,00	2881,33	-0,07	-0,03	-0,05

De même, le taux de nitrification peut aussi être calculé par la formule :

Taux de nitrification = $[N-NO_3^- \text{ produit à } t / (N-NO_3^- + N-NH_4^+) \text{ produit } t_0] * 100$ (méthode Bonneau)

Tableau 17: taux de nitrification exprimée en %

	TN % 14 jours	TN % 21 jours	TN % 28 jours
PTR2 BL1 S NU	42,7	39,1	40,9
PTR 2 BL1 SG	46,5	53,5	52,2
PTR2 BL1 NW	47,7	49,9	53,2
PTR2 BL1 PN	43,0	32,9	48,0
PTR 2 BL 1 PP	40,1	44,5	56,8
PTR 1 B.E. 5 ANS	55,9	69,0	62,4

Dans notre cas nous avons un stock d'azote disponible pour la racine qui diminue et une capacité de nitrification autour de 45% pour tous traitements sur la bananeraie en premier cycle tandis que la bananeraie établie présente une capacité moyenne de 62%. Ceci indiquerait que sous couvert le phénomène de nitrification est plus faible que sous un système sans couvert mais après plusieurs cycles car le témoin nu en premier cycle ne montre pas la même tendance.

Si nous analysons les courbes de minéralisation de $N-NH_4^+$ (fig.13), en début d'incubation les traitements sous bananeraie en premier cycle ont des concentrations en azote ammoniacal qui chutent jusqu'à 14 jours de presque de moitié pour tous les traitements. Cette baisse de production d'azote ammoniacal est interprétée comme d'une immobilisation qui se confirme par une chute des nitrates sur la figure 14.

On pourrait envisager l'idée qu'il s'agirait d'une minéralisation et qu'en parallèle, l'activité de la biomasse microbienne nitrifiante est si intense, et le phénomène de dénitrification est rapide. Pour le prouver il faudrait remettre en route une incubation et faire des mesures sur des pas de temps rapprochés.

L'analyse de l'azote potentiellement minéralisable donne de fortes valeurs en azote ammoniacal. Le principe de la méthode est de mettre en évidence les quantités d'azote

minéral pouvant être minéralisé et inhiber la nitrification en plaçant le système en anaérobiose ; de ce fait tout l'azote dosé dans l'échantillon est de l'azote ammoniacal NH_4^+ . Cependant ces valeurs doivent être interprétées avec délicatesse, car la formation de N-NO_3^- fausse l'interprétation, l'explication pourrait être un dispositif non étanche, laissant passer de l'air même en faible quantité. Cette analyse nécessite des précautions particulières et les résultats sont difficilement interprétables, dans le cas de recherche d'indicateur, elle ne répond pas à l'un des critères exigés : être pertinent (**Baize 2000**). L'analyse statistique des données n'a pas montré de différences significatives au niveau de la production de N-NH_4^+ .

Analyse Chimique

Concernant les cations échangeables, on n'a pas observé de grosses différences sauf pour la valeur faible du potassium en bananeraie établie mais pouvant s'expliquer par les exigences importantes du bananier en K à partir de la différenciation florale. En considérant que ce traitement a effectué 5 cycles complets et entame son 6^{ième} cycle, il est normal d'observer une différence de la concentration en potassium par rapport à la bananeraie en premier cycle.

CONCLUSION

Les analyses menées au cours de ce travail ne permettent pas de conclure quant à l'effet des différentes plantes de couverture sur le devenir de C et N dans les sols. Au stade premier cycle, les essais menés sur les différentes parcelles ne peuvent pas indiquer le traitement qui impacterait le plus sur la minéralisation de la matière organique. La qualité des plantes de couvertures n'a aucun impact sur la minéralisation de l'azote sur les bananeraies en premier cycle. Par contre la quantité de biomasse végétale produite impacte les paramètres de la respiration et de minéralisation de l'azote.

Les légumineuses n'offrent pas non plus au stade premier cycle de grosses différences vis-à-vis de la graminée. Les effets ne sont pas visibles à court terme, il faudrait suivre cette expérimentation sur plusieurs cycles pour mettre leurs effets en évidence.

Ce que nous pouvons déjà dire, c'est qu'à ce stade de l'essai, nous avons obtenu des valeurs intéressantes aux niveaux des différentes analyses et cela nous permet d'envisager que certaines méthodes d'analyse soient reconduites sur du long terme.

Les mesures de C et N pourront être affinées, afin d'améliorer la précision des valeurs.

Parallèlement à un suivi des essais dans le temps (plusieurs cycles de culture), les méthodes d'analyse devront être affinées.

- La mise en route de test d'incubation pour la mesure de minéralisation d'azote et la mesure de la respiration microbienne doit être mise en œuvre sur des durées d'incubation plus longues.

L'utilisation d'un modèle de minéralisation est envisagée : le modèle M.OM.O.S (Pansu 2009). Cela nous permettrait d'évaluer les flux d'azote échangés et afin d'établir un plan de fumure azotée tenant compte de ces flux.

C'est un modèle à compartiments permettant de prédire les flux échangés entre matières organiques d'origine végétale ou microbienne du sol ainsi que les transferts vers la phase minérale en direction de l'atmosphère, la biosphère et l'hydrosphère. (**Pansu 2009**)

Afin de faire tourner le modèle, une étape de recueil de données depuis le début de l'essai, est indispensable.

Le tableau 17 est un tableau conçu sous Excel pour récupérer des données qui serviront à faire tourner le modèle.

Tableau 18: exemple de tableau sous Excel

résultats exprimés en kg de C/ha d=0,9											
Date	C total	N total	C_CO2	N Biomasse Aérienne	N Biomasse racinaire	C Biomasse Aérienne	C Biomasse racinaire	C litière	N minéral	C biomasse microbienne	N biomasse microbienne

pH	T°C min	T° max	T° moy	mm de pluie	H2O % sol	Cap. au Champ %	Cap. Pt Flétriss	Cap. Au Point 5

Pour utiliser ce modèle il aurait fallu prévoir certaines analyses dès le début de l'essai, à ce jour nous n'avons pas les résultats de Net C de la biomasse racinaire et microbienne, mais comme l'essai continuera dans le temps, nous envisageons d'inclure les nouvelles analyses afin de pouvoir utiliser le modèle. En amont, le modèle SAHEL qui est un modèle de gestion de l'eau du sol (**Penning de Vries et al. 1989**), basé sur deux versions de calcul de l'évapotranspiration potentielle selon les données climatiques disponibles, une version simplifiée utilisant les données de température maximale et minimale journalières. C'est un modèle qui est couplé avec le modèle MOMOS. Les données qui alimentent le modèle SAHEL sont plus facilement accessibles, et m'offre la possibilité de le voir tourner.

En parallèle la détermination de C et N racinaire et de la biomasse microbienne seront à faire si l'on envisage d'utiliser le modèle MOMOS.

Des mesures de carbone et azote de la biomasse microbienne doivent être faites afin d'apporter plus de paramètres dans l'interprétation des résultats.

BIBLIOGRAPHIE

Articles, publications, revues, Fiches techniques

Baize D. **Guide des analyses en pédologie**, 2000, Techniques et pratiques, INRA éditions, 2^{ème} éditions, pages 254.

Bakry F. et al. 1997. **Les bananiers**. éd. Amélioration des plantes tropicales. Montpellier : CIRAD/ORSTOM, p 109-139.

Barthes B. Azontonde A., Blanchart E., al. 2007. **Effet d'une légumineuse de couverture sur le ruissellement et l'érosion**, présentation au symposium FFEM, Antananarivo, 2007

Boyer J. 1964 **Influence de la couverture du sol sur le bilan hydrique d'une jeune plantation en côte d'ivoire**, revue CAFÉ THÉ .CACAO ; Extrait du no 1, Janvier-Mars 1964

Brussaard L. 1994, **An appraisal of dutch programme on soil ecology of arable farming systems**, Agriculture, ecosystems et environnement, Vol 51 ,p. 1-16.

Chantigny,M. ; Angers,D. 2005 ;**Activité microbiologique et qualité des sols : quoi de neuf sous nos pieds ?**;Colloque en agroenvironnement « Des outils d'intervention à notre échelle, Drummondville fév. 2005

Chaussod R., 1986, Préserver la qualité biologique des sols. Ed INRA,

Dutartre, P., Bartoli, F., Andreux, F., Portal, J.M., Ange, A., 1993. **Influence of content and nature of organic matter on the structure of some sandy soils from West Africa**. Geoderma, 56, 459-478

Bremert E., Janzenl H., and Johnstonz A.M., 1993, **Sensitivity of total, light fraction and mineralizable organic matter to management practices in a Lethbridge soil**; 1993 CANADIAN JOURNAL OF SOIL SCIENCE

Fabre,B., 2004 **Le chaulage : répercussions à différentes échelles**, publication isara

Feller C. ; 1988, **Les effets de différents systèmes de culture sur les stocks organiques, 1988**, Présentation à la journée de la matière organique (ORSTOM-Bondy)

Feller C. ; 1979, **Une méthode de fractionnement granulométrique de la matière organique des sols.Application aux sols tropicaux, 4 textures grossières, très pauvres en humus** Cah. ORSTOM, Pédol., vol. XVII, no 4, 1979 : 339-346

Fiche technique du bananier ; PDF, en ligne le 21 avril 2010, mis à jour en ?

Gavinelli E., Feller C.,Larré-Larrouy C., Bacye B., Djegui N., and Nzila J. de D. ,1995, **A routine method to study soil organic matter by a particle-size fractionation : Examples for tropical soils** .1995. Commun soil SCI plant analysis, 26 (11 & 12) 1749-1760

Godefroy J., Guillemot J., 1975. **Action comparée des apports d'urée et de sulfate d'ammonium sur les caractéristiques chimique d'un sol en bananeraie. Relation avec la productivité.** Fruits, vol.30, N°1, 3-10

Institut français de la vigne et du vin IFV, **La matière organique** fiche N°3 <http://www.vignevin.com> en ligne le 1 avril 2010 mis à jour le ?

Khamsouk B., 2001, **Impact de la culture bananière sur l'environnement. Influence des systèmes de cultures bananières sur l'érosion, le bilan hydrique et les pertes en nutriments sur un sol volcanique en Martinique (cas du sol brun rouille à halloysite)**, Thèse de doctorat. Ecole Supérieure Agronomique de Montpellier.

Kushwaha, C.P., Tripathi, S.K., Singh, K.P., 2001, **Soil organic matter and water-stable aggregates under different tillage and residue conditions in a tropical dryland agroecosystem.** Appl. Soil Ecol., 16, 229-241

Labreuche J., Cohan J.P., 2009. **Enjeux et gestion des couverts intermédiaires.** Conférence de presse du 04/06/09 –Boigneville CULTURALES 2009. P 8.

Lavelle P., Spain P. 2002, **Soil Ecology**, Kluwer Academic Publishers, the Netherlands, 654 pages.

Le Bissonnais Y., Cros-Cayot, S., Gascuel-Odoux, C., 2002. **Topographic dependence of aggregate stability, overland flow and sediment transport.** Agronomie, 22, 489-501

Loeillet D., 2005. **Le commerce international de la banane : entre évolution et révolution.** Fruitrop, 129, p 2-19.

N'DAYEGAMIYE A. (2007) La contribution en azote du sol reliée à la minéralisation, Présentation au colloque sur l'azote, organisé à Drummondville le 28 mars 2007

Martens, D.A., 2000, **Plant residue biochemistry regulates soil carbon cycling and carbon sequestration.** Soil Biol. Biochem., 32, 361-369

Mary B. et Justes E. 2001 ; **La fourniture d'azote par les matières organiques du sol**, *Colloque GEMAS-COMIFER 5èmes rencontres de la fertilisation raisonnée et de l'analyse de terre Blois 27-29 novembre 2001*

Mary, B. ; Guerif, J. ; 1994 ; **Intérêts et limites des modèles de prévisions de l'évolution des matières organiques et de l'azote dans le sol ;** cahiers de l'agriculture ,1994 N°3 247-57

Massenot D., 2009, **L'agrobiologiste, la matière organique et l'humus**, Etude des sols selon méthode HERODY, <http://www.amisol.fr/pages/documents.php> ((en ligne le 10 mai 2010), mis à jour le ?

Nguyen The N., Fauconnier T., Salducci X., 2004 **L'activité biologique des sols ;** Information Forêt : Fiche n° 701, N°4-2004

Oliver R. 1992. **Extraction de l'azote minéralisable. Modification de la méthode Waring Bremner**, Note technique mis à jour en juin 1992, CIRAD

Pansu, M. , Sarmiento, L. , Bottner, P. 2009 ; **Micro-Organismes et Matière Organique du Sol (modèle MOMOS) ; Bilan de 20 ans de modélisation basée sur le traçage isotopique in situ ,étude et Gestion des Sols, Volume 16, 2, 2009 - pages 113 à 132**

Pallo F.J.P ; Sawadogo N.; Zombré N.P ; Sedogo M.P. 2009. **Statut de la matière organique des sols de la zone nord-soudanienne au Burkina Faso**. Note de recherche, *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 2009 **13**(1), 139-142

Recous, S. 2001. **Matières organiques et travail du sol** ; Conférence SIMA Salon International du Machinisme Agricole ; 2001/02/21 ; ITCF, Institut Technique des Céréales et des Fourrages (FRA). Du labour au semis direct : enjeux agronomiques. 2001.5-7

Husson O. ; Charpentier H. ; Razanamparany C. ; **Fiches techniques des plantes de couvertures : légumineuses pérennes *Stylosanthes guianensis*** ; Juin 2008 ; Manuel pratique du semis direct à Madagascar Volume III chapitre 3.2.1 <http://agroecologie.cirad.fr/> (en ligne le 14 avril) mis à jour le 24 septembre 2009.

Le bananier, la vigne et les agrumes, Fiches technique bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA, 2003 (en ligne le 10 mai 2010) <http://www.vulgarisation.net/bul109.htm> mis à jour en 2003

Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, <http://www.fao.org/economic/est/surveillance-et-perspectives-des-marches-des-produits/bananes/fr>

Pennin de Vries F.W., et al, 1989, **Simulation of Eco physiological process of growth in several annual crops**. Pudoc, Wageningen, 271p.

Roose E., Khamsouk B., Lassoudière A. et M. Dorel 2002 ; **origine du ruissellement et de l'érosion sur bruns halloysite de Martinique ; Premiers observations sous bananiers**

S. de Tourdonnet, I. Shili, E. Scopel ; 2008. **Utilisation des mulchs vivants pour la maîtrise des flores adventices**, *Innovations Agronomiques* (2008) 3, 43-48

Shang C., Tiessen H. 1998 **Organic Matter Stabilization in Two Semiarid Tropical Soils: Size, Density, and Magnetic Separations**. *Soil Science Society of America Journal* 1998 62: 5: 1247-1257

Sierra J., Marban L., 2000. **Nitrogen mineralization pattern of an oxisol of Guadeloupe**, *F.W.I. Soil Sci. Soc. Am. J.*, 64, 2002-2010

Sparling G., Pet Ross DJ. 1993. **Biochemical methods to estimate soil microbial biomass: current développements and application**, Int. Mulongoy K. et Merckx R. (eds.), *Soil organic matter dynamics and sustainability of tropical agriculture*. Wiley-Sayce-Co, 1993.

Stengel, P. 1998 **Sol, interface Fragile**, éd. Inra p.213, 1998

Tan a Z., Lal a R., L. Owens b, R.C. Izaurralde c 2007; **Distribution of light and heavy fractions of soil organic carbon as related to land use and tillage practice**, 2006, Soil & Tillage Research 92 (2007) 53–59

Temple L.; Marie Ph.; Bakry F. 2008. **Les déterminants de la compétitivité des filières bananes de Martinique et Guadeloupe**. Ed. Economie Rurale 308/ nov-déc 2008

Thuriès L., PANSU M., 2002 ; **classification et modélisation de la décomposition d'apport organique dans un sol sableux**. P 278 à 280

Tisdall J.M., Oades, J.M., 1982. **Organic matter and water-stable aggregates in soils**, vol. 33, European Journal of Soil Science, p 141-350, juin 1982

Chapitre d'ouvrage

AFES ; **Référentiel pédologique 2008 en ligne** : <http://books.google> (le 7 mai 2010) mis à jour le

Lassoudière A., **le bananier et sa culture**, 2006, p 1 à 18, Editions Quae

Sites Internet

FAO : la banane. http://www.fao.org/index_fr.htm . (En ligne le 2 août 2010)

INSEE : Année économique et social en Martinique, <http://www.insee.fr/fr/themes>. (En ligne le 2 août 2010)

IEDOM : Bulletin trimestriel de conjoncture économique-Martinique 4^{ième} trimestre 2009. <http://www.iedom.fr/martinique/publications-47/bulletins-trimestriels-de-conjoncture-economique-119/> . (En ligne le 2 août 2010) (Mis à jour le 4 déc. 2009)

DSDS : Chlordécone, <http://www.martinique.sante.gouv.fr/>. (En ligne le 13 septembre 2010)

Thèses et mémoires

Feller C ; 1994, **La matière organique dans les sols tropicaux à argile 1/1. Recherche de compartiments organiques fonctionnels. Une approche granulométrique**, soutenue en 1992 à Strasbourg, Institut de Géologie de Strasbourg, éd. ORSTOM 1995

Houot, S 2007. **Retour au sol es produits résiduels organiques. Des essais au champ de longue durée : intérêt d'un réseau**. 2007, 156-162.

Laurens A., 2008, **Etude spatialisée des flux et du bilan de l'azote en bananeraie enherbée : optimisation de la gestion du couvert et de la fertilisation par modélisation**. Mémoire soutenue le 24 septembre 2008, AgroParisTech.

M. Matthieu Vallé, 2006 **Quantification et prédiction de la minéralisation nette de l'azote du sol in situ sous divers pédoclimats et systèmes de culture français**, soutenue en 2006 à Auzéville ; INP Ensai-INRA-Séva

Thieuleux L. 2006 ; **Biodisponibilité de l'azote en cultures bananières sur ferrisol. Application à la gestion de la fertilisation azotée** ; soutenue en 2006 en Guadeloupe ; Université des Antilles et de la Guyane

ANNEXES

Table des annexes

ANNEXE 1 : METHODE DE FRACTIONNEMENT PHYSIQUE DE LA MATIERE ORGANIQUE DES SOLS.....	54
ANNEXE 2 : RÉSULTATS DU FRACTIONNEMENT DE M.O.....	63
ANNEXE 3 : RÉSULTATS DE C ET N	66
ANNEXE 4 : TABLEAU DES VALEURS DE C-CO ₂ ; N-NH ₄ ⁺ ; N-NO ₃ ⁻	74
ANNEXE 5 : ANALYSES STATISTIQUES	77
ANNEXE 6 : BILAN DE CROISSANCE DES PLANTES DE COUVERTURE	87
ANNEXE 7 : RESULTAS D'ANALYSE CHIMIQUE DES ECHANTILLON.....	87

Annexe 1

FRACTIONNEMENT PHYSIQUE DE LA MATIERE ORGANIQUE DES SOLS

I. Objet et domaine d'application

Cette analyse est réalisée sur les tous les types de sols en général, dans le cadre d'étude portant sur la caractérisation des Matières Organiques du sol. La méthode décrite ci-dessous s'inspire de celles de Feller et al. (1991) et Gavinelli et al. (1995).

II. Documents associés

xx-xx-xx « consignes de travail, d'hygiène et de sécurité dans les laboratoires ».

xx-xx-xx : Identification des échantillons de sol

[xx-xx-xx](#) : feuilles de pesées et d'humidité

xx-xx-xx : Séchage et préparation des échantillons

xx-xx-xx : fiche de calibration des balances

III. Abréviations

RSME : Responsable Système de management -Environnementale

FM : fraction minérale

FO : fraction organique

MOS : matière organique du sol

AFNOR : association française de normalisation

RSME : responsable système de management environnemental

Fe : Fraction externe

Fi : Fraction interne

IV. Modalités

1. Principe de la méthode

Le but de la méthode consiste à fractionner physiquement (granulo-densimétrie) la matière organique d'un sol afin quantifier sous forme pondérale, la répartition des différentes particules contenues dans des classes de tailles $> 200\ \mu\text{m}$; $>50\ \mu\text{m}$; $>20\ \mu\text{m}$, 0-20 ; 0-2 ; 2-20.

2. Moyens employés

a. Le matériel (le matériel critique *)

- ▶ Flacon en plastique de 250 ml
- ▶ 5 billes d'agates (diamètre 1 cm)
- ▶ Agitateur rotatif
- ▶ Tamis de ϕ 10cm de : $200\ \mu\text{m}$, $50\ \mu\text{m}$, $20\ \mu\text{m}$, (*)
- ▶ Bécher de 800 ml ϕ 11cm (2)
- ▶ Capsules en porcelaine préalablement séchées et pesées
- ▶ Balance(*)
- ▶ Cuve à ultrasons
- ▶ Etuve à 60°C (*)
- ▶ Pinceau à poils ras
- ▶ Allonges de 1 L et 500 ml + bouchon
- ▶ Siphon d'allonge
- ▶ Béchers 6
- ▶ Centrifugeuse
- ▶ Tube à centrifuger
- ▶ Chambre froide 4°C (*)
- ▶ Pissette d'eau permutée
- ▶ Filtre
- ▶ Entonnoir
- ▶ Thermomètre (*)
- ▶ Eprouvette graduée de 2 L de classe A (*)

- ▶ Capsules en porcelaine préalablement pesées (8)

b. Les réactifs (en spécifiant les réactifs critiques)

- ▶ 200 ml d'eau permutée
- ▶ 0.5 g d'hexamétaphosphate de sodium
- ▶ Chlorure strontium (500g/L)

c. Etalon et Calibrage

Néant

d. Processus Opératoire

Etape 1

Peser un poids exactement connu de 10 à 40 g de terre tamisée à 2 mm en fonction de la texture (20g pour les sols argileux, 40 g pour les sols a structure grossière)

Introduire la terre dans un flacon en plastique de 250 ml

Ajouter : 5 billes d'agate de dia 1 cm

200 ml d'eau permutée,

0.5 g d'hexamétaphosphate de sodium

Fermer le flacon et agiter à l'agitateur rotatif à 45 RPM pendant 2 heures

Etape 2

- Tamiser sur deux tamis de 200 et 50 μm préalablement mouillés à l'eau permutée et posés sur un bécher de 800 ml .Surveiller le tamis de 50 μm qui aura tendance à s'engorger en cas de sols riches en limons.
- Laver le contenu des deux tamis à l'aide de jets modérés au moyen d'une pissette et éventuellement s'aider d'un pinceau à poil ras, jusqu'à l'obtention d'un filtrat clair.

- Transvaser la partie > 200 retenue par le tamis 200 μm et celle > 50 retenue sur le tamis de 50 μm chacune dans une capsule différentes. Sécher les capsules contenant les échantillons à l'étuve à 40°C
- Les fractions (FM + FO) 200 et (FM + FO) 50 sont transvasées séparément dans des béchers de un litre (large ouverture). Par simple flottation dans l'eau et légère agitation manuelle des béchers on entraîne les fractions FO (FO 200 et FO 50). Les résidus de sol représentent alors les fractions FM (FM 200 et FM 50).
- Les fractions FO 200 et FO 50 obtenues sont alors filtrées (pour éliminer l'eau ayant servi à leur séparation des sables), séchées à 60°C jusqu'à poids constant, broyées finement, pesées, puis analysées
- La fraction < 50 μm retenue dans le bécher de 800 ml est traitée aux ultrasons pendant 10 mn

NB : pour atteindre des dispersions optimales des éléments fins, les ultrasonicateurs à sonde sont beaucoup plus efficaces – mais aussi beaucoup plus chères - que les cuves à ultrasons telles que utilisées ici).

- Tamiser ensuite la suspension sur un tamis de 20 μm placé au-dessus d'un bécher de 800 ml
- Comme pour les fractions précédentes, transvaser la partie > 20 retenue par le tamis 20 μm dans une capsule et faire sécher à l'étuve à 60°C.
- La fraction < 20 μm retenue dans le bécher de 800 ml est transvasée dans une allonge de 1L.
- 2 méthodes existent pour traiter la fraction < 20 μm .

1) Méthode dite « aliquote » : détermination par séparation partielle des fractions

Obtention de la fraction 0-20 μm

- Amener à 1 L le contenu de l'allonge contenant la fraction $< 20 \mu\text{m}$. La boucher.
- Agiter par retournement manuel 30 fois, en prenant soin de bien décoller l'argile pouvant rester au fond de l'allonge.
- La poser et siphonner immédiatement, à l'aide d'un siphon préalablement réglé à une profondeur de 10 cm à partir de la surface de la suspension pour recueillir 280 ml dans une éprouvette graduée, noter le volume (a)
- Transvaser dans un bécher le contenu de l'éprouvette ; et ajouter 1 à 2 ml de SrCl_2 (à 50 g/100 ml), laisser flocculer une nuit, décanner manuellement le surnageant, centrifuger (15 mn à 2530g)
- Décanner le surnageant
- Sécher le culot à l'étuve à 60°C .
- Peser la fraction aliquote 0-20 μm .

Obtention de la fraction 0-2 μm

- Reprendre l'allonge, ne pas ajouter d'eau
- Agiter par retournement manuel 30 fois et déposer celle-ci sur une pailasse stable

Noter l'heure et 8 h après siphonner à 10 cm pour une température de 20°C (voir tableau en fonction des températures)

- Recueillir un volume (b) dans une éprouvette gradué, noter le volume
- Transvaser dans un bécher le contenu de l'éprouvette ; et ajouter 1 à 2 ml de SrCl_2 (à 50 g/100 ml), laisser flocculer une nuit, décanner manuellement le surnageant,
- centrifuger (15 mn à 2530g)
- Décanner le surnageant
- Sécher le culot à l'étuve à 60°C .
- Peser la fraction aliquote 0-2 μm .

Estimation de la fraction 2-20 μm

- Celle-ci est estimée par calcul = Fraction (0-20 μm)-Fraction (0-2 μm)

Les hydrosolubles

- Centrifuger la suspension restant dans l'allonge à 4000 pendant 60 mn

- Recueillir le surnageant, le conserver au réfrigérateur en vue du dosage du carbone hydrosoluble et éventuellement d'autres déterminations.

2) Méthode par épuisement : détermination par séparation totale des fractions

Obtention de la fraction 0-2 μm

- Compléter l'allonge contenant la fraction 0-20 μm à 1L puis la boucher
- Agiter par retournement manuel 30 fois et déposer celle-ci sur une pailasse stable
- Noter l'heure et 24 h après siphonner à 30 cm à l'aide du siphon préalablement réglé pour une température de 20°C
- Veiller à ce que la température de la pièce reste constante pendant les 24 h
- Recueillir la suspension dans un bécher
- Recommencer l'opération en conservant à chaque fois la suspension jusqu'à obtention d'une solution de siphonage claire (environ 5 fois)
- Centrifuger la totalité de la suspension contenue dans les béchers à la centrifugeuse pendant 60 mn. Séparer la suspension du culot. Si la suspension est encore chargée en particules fines, flocculer celle-ci par SrCl_2 puis centrifuger 15 min à 2530 g (3000 RPM Jouan) et joindre ensuite ce deuxième culot au premier déjà séparé.
- Faire sécher le culot total à 60°C, celui-ci représentant la fraction 0-2 μm

Fraction Hydrosoluble.

Lors de la première extraction de la fraction 0-2 μm , conserver une fraction aliquote du surnageant (contenant les hydrosolubles) en chambre froide en vue de la détermination du carbone hydrosoluble ou autres analyses. Pour cette détermination, il ne faut pas ajouter de SrCl_2 pour floculation, mais filtrer cette fraction aliquote à travers une membrane millipore de 0,45 μm .

Obtention de la fraction 2-20 µm

- Le culot restant dans l'allonge représente la fraction 2-20 µm
- Le transvaser dans une capsule et le faire sécher à l'étuve à 60°C

Peser toutes les fractions après séchage (>200, >50, >20, 0-2, 2-20) FO et FM

e. Expression des résultats

1. Les critères de validation
2. Parallèlement aux fractionnements granulo-densimétriques, des analyses mécaniques sont réalisées sur un échantillon « super-composite » de 10 g de sol par traitement. Après destruction de la MO par H₂O₂ (Gavinelli et al., 1995)
3. La qualité de la dispersion est évaluée par comparaison, pour chaque fraction équivalente, des résultats en masse du fractionnement granulo-densimétrique de la matière organique (FGDMO) (dont on a déduit par calcul la masse des MO), à ceux de l'analyse mécanique (AM), dont la dispersion est considérée comme complète.

2. les calculs

Conversion du poids des fractions en % du sol total

Pour les fractions >200 µm, > 50 µm, > 20 µm :

$$\text{Aliquote : } \frac{\text{Poids de la fraction en g} \times 100}{\text{Poids du sol au départ en g}}$$
$$0-20 \mu\text{m} = \frac{\text{Poids de la fraction en g} \times 1000 \times 100}{a \times \text{Poids du sol au départ en g}}$$

$$0-2 \mu\text{m} = \frac{\text{Poids de la fraction en g} \times 1000 \times 100}{b \times \text{Poids du sol au départ en g}}$$

a et b représentent les volumes exacts prélevés en ml

$$2-20 \mu\text{m} = (0-20 \mu\text{m}) - (0-2 \mu\text{m})$$

Epuisement

$$\frac{\text{Poids de la fraction en g} \times 100}{\text{Poids du sol au départ en g}}$$

0-2 µm et 2-20 µm =

Détermination complémentaires :

Humidités à 40 °C et 105°C voir

Dosages effectués couramment sur les fractions :

Le carbone et l'azote :

Les résultats obtenus directement en % pour C et en ‰ pour N par combustion sèche sont exprimés par rapport à la fraction

Par calcul, en tenant compte du poids de la fraction en %, on peut déterminer pour chaque fraction les teneurs en C, N en mg par g de sol avec

$$C\%, N \text{ ‰ sol} = C, N \text{ fraction} * \frac{\text{poids en \%}}{100}$$

Carbone total et organique soluble :

$$C = \frac{C_{\text{ppm}} * v \text{ (litre)}}{\text{Poids de sol en g}}$$

Poids de sol en g

V= volumes d'eau nécessaire au fractionnement (1 ou 2 L ou plus)

3. la limite de détection

4. l'incertitude des résultats

Faire les bilans du fractionnement (% de la somme des fractions par rapport au sol non fractionné, SNF) par apport à la masse, le % de C et N

Les variations doivent être comprises entre 95 et 105 %

5. les autocontrôles

L'autocontrôle peut se faire par répétition des échantillons.

f. Conditions de conservation et d'élimination des échantillons

Avant analyse les échantillons sont conservés dans une chambre froide à 4 °C afin de ralentir à l'activité bactérienne responsable de la minéralisation de la MOS

g. Commentaire – Remarque

CAS PARTICULIERS

Dans le cadre d'études avancées le fractionnement des matières organiques particulières internes et externes peut être réalisé. La présente méthode s'inspire des méthodes de Puget et al. (1996) mais ne met en œuvre que l'eau pour les séparations densimétriques des matières organiques particulières (MOP), de tailles supérieures à 50 μm et externes aux agrégats stables à l'eau, et non des liqueurs minérales denses comme le polytungstate de sodium ou le chlorure de zinc. Ceci permet d'éviter une trop forte altération des fractions étudiées.

Fractionnement des MOPi et MOPe

Détail de la séparation des fractions Fe > 50 μm

- Soit un poids un poids exactement connu de 10 à 40 g de terre tamisée à 2 mm en fonction de la texture (20g pour les sols argileux, 40 g pour les sols à structure grossière)
- Mettre dans une allonge de 500 mL contenant 200 mL d'eau permutée.
- L'eau imbibe le sol pendant une heure ce qui permet aux MOPe (externes aux agrégats stables à l'immersion dans l'eau) de flotter.
- La suspension contenant ces MOPe est aspirée dans une fiole et tamisée à 200 μm et 50 μm de manière à récupérer les MOPe de tailles 200-2000 μm (Fe200-2000) et 50-200 μm (Fe50-200).
- L'eau de fractionnement est ensuite restituée dans l'allonge et celle-ci est retournée, complètement et de manière régulière, trois fois en quinze secondes et une fois à moitié pour récupérer au fond de l'allonge le sol qui était resté fixé sur le bouchon et parois de l'allonge.
- Laisser l'allonge dix minutes au repos après les retournements, puis l'eau est aspirée et tamisée de nouveau à 200 μm et 50 μm . Cette manipulation est réalisée à trois reprises. Les fractions de même taille sont ensuite regroupées et séchées à 40°C.

Détails de l'obtention des fractions Fi50-200

Le sol étant naturellement fortement agrégé (teneurs élevées en MO, argiles et sesquioxydes métalliques), la fraction Fi50-200 n'est pas totalement désagrégée selon le protocole de Gavinelli et al (1995). Pour améliorer la dispersion des éléments fins de cette fraction déjà séparée, on sépare d'abord par battée selon Balesdent et al. (1991) la

fraction légère FLi50-200 (débris organiques) de la fraction lourde FLi50-200 (agrégats+sables).

- Sur FLi50-200, appliquer des ultrasons à l'aide d'une sonde pendant 3 mn avec une énergie de 195 J.mL^{-1}
- Tamiser la suspension à $50 \mu\text{m}$. Le passant à travers le tamis est joint à la suspension totale F0- $50 \mu\text{m}$ et les deux nouvelles fractions FLi et FLi50-200 sont regroupées pour constituer la fraction Fi50-200.
- Suivre la fin des étapes de fractionnement en procédant comme une fractionnement normale pour obtenir les fractions $< 50\mu\text{m}$

Noter dans ce paragraphe :

- les anomalies observables les plus courantes
- les conditions ou cas particuliers d'utilisation du Mode Opérateur

Tableau de sédimentation

Température °C	Particules de 2 µm				particule de 20 µm (mn-s)
	Temps de chute pour 10 cm (h-mn)	Profondeur de décantation ou de prélèvement en cm après :			
		8 h	7 h	6 h	
10	10,23	7,7	6,7	5,8	6,14
11	10,06	7,9	6,9	5,9	6,03
12	9,49	8,1	7,1	6,1	5,54
13	9,34	8,4	7,3	6,3	5,44
14	9,19	8,6	7,5	6,4	5,35
15	9,05	8,8	7,7	6,6	5,27
16	8,51	9	7,9	6,8	5,19
17	8,37	9,3	8,1	7	5,1
18	8,24	9,5	8,3	7,2	5,03
19	8,12	9,8	8,6	7,3	4,55
20	8	10	8,8	7,5	4,48
21	7,48	10,3	9	7,7	4,41
22	7,37	10,5	9,2	7,9	4,34
23	7,26	10,8	9,4	8,1	4,28
24	7,16	11	9,7	8,3	4,22
25	7,06	11,3	9,9	8,5	4,15
26	6,56	11,5	10,1	8,7	4,1
27	6,47	11,8	10,3	8,9	4,04
28	6,38	12,1	10,5	9,1	3,59
29	6,29	12,3	10,6	9,3	3,54
30	6,21	12,6	11	9,5	3,48

Annexe 2

Résultats du fractionnement de M.O.

Tableau 19: poids des fractions obtenues

Poids des fractions en grammes										
grammes de fraction										
N° ECH	Identification	F>200 FM	F>200 FO	F>50FM	F>50 FO	F>20	F:0- 20	F: 0- 2	F: 2-20	Σ des fractions en g
1-1	PTR2 BL1 S NU	0,48	0,04	1,40	0,03	3,42	9,28	8,68	0,60	14,64
1-2	PTR2 BL1 S NU	0,58	0,04	1,47	0,13	2,38	9,35	8,38	0,97	13,96
1-3	PTR2 BL1 S NU	0,53	0,06	1,29	0,12	3,72	10,00	8,56	1,44	15,71
2-1	PTR 2 BL1 SG	0,73	0,08	1,26	0,30	2,65	8,89	7,62	1,28	13,90
2-2	PTR 2 BL1 SG	0,65	0,12	1,16	0,22	3,32	9,10	7,51	1,59	14,58
2-3	PTR 2 BL1 SG	0,64	0,09	1,07	0,49	2,24	9,00	7,53	1,47	13,52
3-1	PTR2 BL1 NW	0,49	0,09	0,91	0,46	2,18	9,15	7,60	1,55	13,28
3-2	PTR2 BL1 NW	0,42	0,09	1,00	0,57	2,86	9,22	7,81	1,40	14,16
3-3	PTR2 BL1 NW	0,50	0,10	0,78	0,36	2,31	9,59	7,62	1,98	13,64
4-1	PTR2 BL1 PN	0,68	0,09	0,68	0,56	3,00	9,34	8,27	1,07	14,37
4-2	PTR2 BL1 PN	0,64	0,13	0,97	0,32	3,10	9,32	7,68	1,64	14,46
4-3	PTR2 BL1 PN	0,61	0,10	0,94	0,31	2,53	9,16	8,20	0,96	13,66
5-1	PTR 2 BL 1 PP	0,43	0,09	0,48	0,62	2,39	9,40	8,30	1,10	13,41
5-2	PTR 2 BL 1 PP	0,40	0,07	0,72	0,27	3,58	9,79	8,94	0,85	14,85
5-3	PTR 2 BL 1 PP	0,49	0,14	0,68	0,38	2,53	9,61	7,76	1,84	13,82
6-1	PTR 1 NU 5 ANS	0,55	0,01	1,04	0,50	1,96	9,95	7,17	2,78	14,02
6-2	PTR 1 NU 5 ANS	0,55	0,05	0,89	0,36	4,28	10,23	8,72	1,51	16,37
6-3	PTR 1 NU 5 ANS	0,58	0,02	0,94	0,51	2,87	9,83	7,66	2,17	14,75

Tableau 20: bilan du fractionnement

Comparaison avec le poids de sol sec pesé				
Poids en g de sol Frais	H2O %	Poids en g de sol sec pesé	Somme des fractions	% de Σ des F/poids pesé
15,082	5,522	14,249	14,64	102,75
15,000	5,522	14,172	13,96	98,50
15,900	5,522	15,022	15,71	104,60
15,216	5,874	14,322	13,90	97,07
15,059	5,874	14,174	14,58	102,86
15,060	5,874	14,175	13,52	95,41
15,090	6,354	14,131	13,28	93,98
15,550	6,354	14,562	14,16	97,22
15,190	6,354	14,225	13,64	95,86
15,230	6,224	14,282	14,37	100,59
15,430	6,224	14,470	14,46	99,96
15,140	6,224	14,198	13,66	96,19
15,020	6,859	13,990	13,41	95,84
15,070	6,859	14,036	14,85	105,78
15,080	6,859	14,046	13,82	98,39
15,240	5,305	14,432	14,02	97,17
15,550	5,305	14,725	16,37	111,16
15,590	5,305	14,763	14,75	100,09

Tableau 21: Comparaison entre les poids pesés et la somme des fractions

Comparaison avec le poids de sol sec pesé				
Poids en g de sol Frais	H2O %	Poids en g de sol sec pesé	Somme des fractions	% de la Σ F./ poids pesé
15,082	5,522	14,249	14,64	102,75
15,000	5,522	14,172	13,96	98,50
15,900	5,522	15,022	15,71	104,60
15,216	5,874	14,322	13,90	97,07
15,059	5,874	14,174	14,58	102,86
15,060	5,874	14,175	13,52	95,41
15,090	6,354	14,131	13,28	93,98
15,550	6,354	14,562	14,16	97,22
15,190	6,354	14,225	13,64	95,86
15,230	6,224	14,282	14,37	100,59
15,430	6,224	14,470	14,46	99,96
15,140	6,224	14,198	13,66	96,19
15,020	6,859	13,990	13,41	95,84
15,070	6,859	14,036	14,85	105,78
15,080	6,859	14,046	13,82	98,39
15,240	5,305	14,432	14,02	97,17
15,550	5,305	14,725	16,37	111,16
15,590	5,305	14,763	14,75	100,09

Annexe 3

1) Calcul des poids en grammes de N et C par fraction

Identification		F>200 FM			C/N	N g	C g	F>200 FO			C/N	N g	C g
		poids de la fract.en g	N %	C %				poids de la fract.en g	N %	C %			
PTR2 BL1 S NU		0,4761	0,00	0,30	#DIV/0!	0,000	0,001	0,04	1,85	33,54	18,13	0,001	0,013
PTR2 BL1 S NU		0,5826	0,18	0,17	0,96	0,001	0,001	0,04	2,14	32,54	15,18	0,001	0,014
PTR2 BL1 S NU		0,5331	0,20	0,42	2,10	0,001	0,002	0,06	0,61	9,76	15,97	0,000	0,005
PTR 2 BL1 SG		0,7254	0,13	0,07	0,54	0,001	0,001	0,08	1,27	24,29	19,13	0,001	0,019
PTR 2 BL1 SG		0,6489	0,08	0,08	1,03	0,000	0,000	0,12	1,33	22,65	17,03	0,002	0,026
PTR 2 BL1 SG		0,636	0,18	0,08	0,45	0,001	0,001	0,09	1,55	30,93	19,95	0,001	0,027
PTR2 BL1 NW		0,4876	0,10	0,80	7,86	0,000	0,004	0,09	1,54	26,99	17,55	0,001	0,025
PTR2 BL1 NW		0,4177	0,00	0,17	#DIV/0!	0,000	0,001	0,09	1,13	20,35	18,01	0,001	0,018
PTR2 BL1 NW		0,4955	0,01	0,30	30,00	0,000	0,001	0,10	1,44	30,61	21,26	0,001	0,030
PTR2 BL1 PN		0,6843	0,00	0,14	#DIV/0!	0,000	0,001	0,09	1,56	31,60	20,26	0,001	0,029
PTR2 BL1 PN		0,635	0,00	0,24	#DIV/0!	0,000	0,002	0,13	1,38	26,73	19,37	0,002	0,033
PTR2 BL1 PN		0,6095	0,00	0,19	#DIV/0!	0,000	0,001	0,10	1,26	24,73	19,63	0,001	0,026
PTR 2 BL 1 PP		0,4295	0,00	0,14	#DIV/0!	0,000	0,001	0,09	1,66	28,52	17,18	0,002	0,027
PTR 2 BL 1 PP		0,4044	0,00	0,11	#DIV/0!	0,000	0,000	0,07	1,78	32,80	18,43	0,001	0,024
PTR 2 BL 1 PP		0,4923	0,00	0,18	#DIV/0!	0,000	0,001	0,14	1,43	24,19	16,92	0,002	0,033
PTR 1 NU 5 ANS		0,5511	0,00	0,08	#DIV/0!	0,000	0,000	0,01	1,16	23,02	19,84	0,000	0,001
PTR 1 NU 5 ANS		0,5542	0,00	0,07	#DIV/0!	0,000	0,000	0,05	0,32	5,06	15,81	0,000	0,003
PTR 1 NU 5 ANS		0,5818	0,00	0,22	#DIV/0!	0,000	0,001	0,02	1,25	25,79	20,63	0,000	0,006

	F>50FM						F>50 FO					
Identification	poidsde la fract.en g	N %	C %	C/N	N g	C g	poidsde la fract.en g	N %	C %	C/N	N g	C g
PTR2 BL1 S NU	1,40	0,20	0,68	3,42	0,003	0,009	0,03	0,97	8,87	9,15	0,000	0,003
PTR2 BL1 S NU	1,47	0,16	0,65	4,08	0,002	0,009	0,13	0,73	8,03	11,00	0,001	0,011
PTR2 BL1 S NU	1,29	0,17	0,50	3,01	0,002	0,006	0,12	0,42	4,01	9,61	0,000	0,005
PTR 2 BL1 SG	1,26	0,14	0,91	6,62	0,002	0,011	0,30	0,35	3,96	11,45	0,001	0,012
PTR 2 BL1 SG	1,16	0,11	0,35	3,33	0,001	0,004	0,22	0,40	4,56	11,37	0,001	0,010
PTR 2 BL1 SG	1,07	0,14	0,32	2,29	0,001	0,003	0,49	0,65	6,82	10,48	0,003	0,034
PTR2 BL1 NW	0,91	0,21	0,32	1,53	0,002	0,003	0,46	0,83	10,88	13,11	0,004	0,050
PTR2 BL1 NW	1,00	0,00	0,34	#DIV/0!	0,000	0,003	0,57	0,23	3,35	14,57	0,001	0,019
PTR2 BL1 NW	0,78	0,00	0,31	#DIV/0!	0,000	0,002	0,36	0,74	11,30	15,27	0,003	0,041
PTR2 BL1 PN	0,68	0,00	0,23	#DIV/0!	0,000	0,002	0,56	0,23	3,76	16,35	0,001	0,021
PTR2 BL1 PN	0,97	0,00	0,30	#DIV/0!	0,000	0,003	0,32	0,51	8,34	16,35	0,002	0,027
PTR2 BL1 PN	0,94	0,00	0,29	#DIV/0!	0,000	0,003	0,31	0,28	5,32	19,00	0,001	0,016
PTR 2 BL 1 PP	0,48	0,00	0,11	#DIV/0!	0,000	0,001	0,62	0,14	2,72	19,43	0,001	0,017
PTR 2 BL 1 PP	0,72	0,00	0,19	#DIV/0!	0,000	0,001	0,27	0,20	4,04	20,20	0,001	0,011
PTR 2 BL 1 PP	0,68	0,00	0,35	#DIV/0!	0,000	0,002	0,38	0,18	2,85	15,83	0,001	0,011
PTR 1 NU 5 ANS	1,04	0,00	0,18	#DIV/0!	0,000	0,002	0,50	0,20	2,51	12,55	0,001	0,013
PTR 1 NU 5 ANS	0,89	0,01	0,16	16,00	0,000	0,001	0,36	0,18	2,51	13,94	0,001	0,009
PTR 1 NU 5 ANS	0,94	0,00	0,15	#DIV/0!	0,000	0,001	0,51	0,15	2,20	14,67	0,001	0,011

	F>20				F:0-20							
Identification	poidsde la fract.en g	N %	C %	C/N	N g	C g	poidsde la fract.en g	N %	C %	C/N	N g	C g
PTR2 BL1 S NU	3,42	0,33	1,30	3,95	0,011	0,044	9,28	0,28	1,45	5,10	0,026	0,134
PTR2 BL1 S NU	2,38	0,18	1,39	7,72	0,004	0,033	9,35	0,21	1,55	7,54	0,019	0,145
PTR2 BL1 S NU	3,72	0,25	1,01	4,06	0,009	0,038	10,00	0,20	1,53	7,80	0,020	0,153
PTR 2 BL1 SG	2,65	0,21	0,90	4,30	0,006	0,024	8,89	0,22	1,73	7,82	0,020	0,154
PTR 2 BL1 SG	3,32	0,17	1,01	6,10	0,006	0,034	9,10	0,24	1,79	7,55	0,022	0,163
PTR 2 BL1 SG	2,24	0,11	1,22	11,13	0,002	0,027	9,00	0,19	1,78	9,49	0,017	0,160
PTR2 BL1 NW	2,18	0,14	1,05	7,34	0,003	0,023	9,15	0,25	1,57	6,38	0,023	0,144
PTR2 BL1 NW	2,86	0,09	1,51	16,78	0,003	0,043	9,22	0,16	1,54	9,63	0,015	0,142
PTR2 BL1 NW	2,31	0,08	1,45	18,13	0,002	0,033	9,59	0,15	1,52	10,13	0,014	0,146
PTR2 BL1 PN	3,00	0,10	1,47	14,70	0,003	0,044	9,34	0,20	1,94	9,70	0,019	0,181
PTR2 BL1 PN	3,10	0,07	1,02	14,57	0,002	0,032	9,32	0,18	1,69	9,39	0,017	0,158
PTR2 BL1 PN	2,53	0,05	1,20	24,00	0,001	0,030	9,16	0,14	1,69	12,07	0,013	0,155
PTR 2 BL 1 PP	2,39	0,05	1,10	22,00	0,001	0,026	9,40	0,14	1,50	10,71	0,013	0,141
PTR 2 BL 1 PP	3,58	0,05	1,04	20,80	0,002	0,037	9,79	0,14	1,57	11,21	0,014	0,154
PTR 2 BL 1 PP	2,53	0,09	1,38	15,33	0,002	0,035	9,61	0,16	1,57	9,81	0,015	0,151
PTR 1 NU 5 ANS	1,96	0,03	0,60	20,00	0,001	0,012	9,95	0,13	1,30	10,00	0,013	0,129
PTR 1 NU 5 ANS	4,28	0,08	0,95	11,88	0,003	0,041	10,23	0,13	1,34	10,31	0,013	0,137
PTR 1 NU 5 ANS	2,87	0,07	0,96	13,71	0,002	0,028	9,83	0,14	1,30	9,29	0,014	0,128

	F: 0-2							Fraction entiere	
Identification	poidsde la fract.en g	N %	C %	C/N	N g	C g	C.O.S g	N g	C g
PTR2 BL1 S NU	8,68	0,24	1,16	4,81	0,021	0,100	0,06	0,04	0,26
PTR2 BL1 S NU	8,38	0,21	0,99	4,77	0,017	0,083	0,10	0,03	0,31
PTR2 BL1 S NU	8,56	0,28	1,00	3,60	0,024	0,086	0,10	0,03	0,31
PTR 2 BL1 SG	7,62	0,22	1,24	5,74	0,016	0,094	0,10	0,03	0,32
PTR 2 BL1 SG	7,51	0,20	1,10	5,50	0,015	0,083	0,09	0,03	0,33
PTR 2 BL1 SG	7,53	0,21	1,08	5,17	0,016	0,082	0,09	0,03	0,34
PTR2 BL1 NW	7,60	0,21	1,11	5,31	0,016	0,084	0,09	0,03	0,34
PTR2 BL1 NW	7,81	0,12	1,20	10,00	0,009	0,094	0,09	0,02	0,32
PTR2 BL1 NW	7,62	0,12	1,30	10,83	0,009	0,099	0,10	0,02	0,35
PTR2 BL1 PN	8,27	0,13	1,36	10,46	0,011	0,112	0,09	0,02	0,37
PTR2 BL1 PN	7,68	0,16	1,43	8,94	0,012	0,110	0,09	0,02	0,34
PTR2 BL1 PN	8,20	0,12	1,39	11,58	0,010	0,114	0,10	0,02	0,33
PTR 2 BL 1 PP	8,30	0,11	1,21	11,00	0,009	0,100	0,12	0,02	0,33
PTR 2 BL 1 PP	8,94	0,11	1,28	11,64	0,010	0,114	0,12	0,02	0,34
PTR 2 BL 1 PP	7,76	0,11	1,27	11,55	0,009	0,099	0,11	0,02	0,34
PTR 1 NU 5 ANS	7,17	0,11	1,12	10,18	0,008	0,080	0,09	0,01	0,25
PTR 1 NU 5 ANS	8,72	0,11	1,02	9,27	0,010	0,089	0,09	0,02	0,28
PTR 1 NU 5 ANS	7,66	0,11	1,07	9,73	0,008	0,082	0,09	0,02	0,27

2) Bilan des masses de C et N

Identification	Σ des fractions en g	Poids en g de sol sec pesé	Fraction entiere		C/N SF	SOL NON FRACTIONNE		C/N SNF	BILAN	
			N %	C %		N %	C %		% N F/N T	% C F/C T
PTR2 BL1 S NU	14,64	14,25	0,29	1,79	6,18	0,13	1,50	11,54	223,33	119,65
PTR2 BL1 S NU	13,96	14,17	0,20	2,22	10,89	0,29	3,99	13,76	70,17	55,52
PTR2 BL1 S NU	15,71	15,02	0,22	1,95	8,85	0,19	2,04	10,74	115,66	95,36
PTR 2 BL1 SG	13,90	14,32	0,21	2,30	10,99	0,22	2,61	11,86	95,02	88,05
PTR 2 BL1 SG	14,58	14,17	0,22	2,24	10,15	0,20	2,09	10,45	110,21	107,04
PTR 2 BL1 SG	13,52	14,18	0,19	2,52	13,49	0,21	2,47	11,76	89,06	102,15
PTR2 BL1 NW	13,28	14,13	0,24	2,53	10,76	0,16	2,44	15,25	147,19	103,81
PTR2 BL1 NW	14,16	14,56	0,13	2,25	16,67	0,16	2,15	13,78	86,53	104,68
PTR2 BL1 NW	13,64	14,22	0,14	2,60	18,14	0,18	1,98	11,00	79,58	131,22
PTR2 BL1 PN	14,37	14,28	0,17	2,60	15,17	0,16	1,92	12,00	106,91	135,18
PTR2 BL1 PN	14,46	14,47	0,15	2,38	15,42	0,17	1,86	10,94	90,63	127,75
PTR2 BL1 PN	13,66	14,20	0,11	2,40	20,98	0,19	2,38	12,53	60,25	100,89
PTR 2 BL 1 PP	13,41	13,99	0,12	2,48	20,68	0,25	2,98	11,92	47,98	83,23
PTR 2 BL 1 PP	14,85	14,04	0,12	2,32	18,77	0,22	2,82	12,82	56,23	82,32
PTR 2 BL 1 PP	13,82	14,05	0,14	2,49	17,25	0,18	1,91	10,61	80,21	130,37
PTR 1 NU 5 ANS	14,02	14,43	0,10	1,77	17,54	0,29	3,32	11,45	34,88	53,46
PTR 1 NU 5 ANS	16,37	14,73	0,12	1,73	14,49	0,32	3,77	11,78	37,41	46,01
PTR 1 NU 5 ANS	14,75	14,76	0,11	1,82	15,95	0,19	2,32	12,21	59,99	78,36

3) Calcul des coefficients d'enrichissement Ec et En

	FM>200		FO>200		FM>50		FO>50		F>20		F 0-20		F0-2	
Identification	Ec	En	Ec	En	Ec	En	Ec	En	Ec	En	Ec	En	Ec	En
PTR2 BL1 S NU	0,001	0,000	0,008	0,005	0,006	0,021	0,002	0,002	0,030	0,087	0,090	0,203	0,067	0,161
PTR2 BL1 S NU	0,000	0,004	0,004	0,003	0,002	0,008	0,003	0,003	0,008	0,015	0,036	0,066	0,021	0,060
PTR2 BL1 S NU	0,001	0,006	0,003	0,002	0,003	0,011	0,002	0,003	0,019	0,049	0,075	0,104	0,042	0,125
PTR 2 BL1 SG	0,000	0,004	0,007	0,005	0,004	0,008	0,005	0,005	0,009	0,025	0,059	0,090	0,036	0,075
PTR 2 BL1 SG	0,000	0,002	0,013	0,008	0,002	0,006	0,005	0,004	0,016	0,028	0,078	0,108	0,040	0,075
PTR 2 BL1 SG	0,000	0,005	0,011	0,007	0,001	0,007	0,014	0,015	0,011	0,012	0,065	0,080	0,033	0,075
PTR2 BL1 NW	0,002	0,003	0,010	0,009	0,001	0,012	0,020	0,024	0,009	0,019	0,059	0,141	0,035	0,099
PTR2 BL1 NW	0,000	0,000	0,009	0,007	0,002	0,000	0,009	0,008	0,020	0,016	0,066	0,095	0,044	0,060
PTR2 BL1 NW	0,001	0,000	0,015	0,008	0,001	0,000	0,021	0,015	0,017	0,010	0,074	0,080	0,050	0,051
PTR2 BL1 PN	0,000	0,000	0,015	0,009	0,001	0,000	0,011	0,008	0,023	0,019	0,094	0,117	0,059	0,067
PTR2 BL1 PN	0,001	0,000	0,018	0,010	0,002	0,000	0,014	0,010	0,017	0,013	0,085	0,099	0,059	0,072
PTR2 BL1 PN	0,000	0,000	0,011	0,007	0,001	0,000	0,007	0,005	0,013	0,007	0,065	0,068	0,048	0,052
PTR 2 BL 1 PP	0,000	0,000	0,009	0,006	0,000	0,000	0,006	0,003	0,009	0,005	0,047	0,053	0,034	0,036
PTR 2 BL 1 PP	0,000	0,000	0,009	0,006	0,000	0,000	0,004	0,002	0,013	0,008	0,055	0,062	0,041	0,045
PTR 2 BL 1 PP	0,000	0,000	0,017	0,011	0,001	0,000	0,006	0,004	0,018	0,013	0,079	0,085	0,052	0,047
PTR 1 NU 5 ANS	0,000	0,000	0,000	0,000	0,001	0,000	0,004	0,003	0,004	0,002	0,039	0,045	0,024	0,027
PTR 1 NU 5 ANS	0,000	0,000	0,001	0,001	0,000	0,000	0,002	0,002	0,011	0,011	0,036	0,042	0,024	0,030
PTR 1 NU 5 ANS	0,001	0,000	0,003	0,002	0,001	0,000	0,005	0,004	0,012	0,011	0,055	0,072	0,035	0,044

4) Calcul de distribution de C et de N

	FM>200		FO>200		FM>50		FO>50		F>20		F 0-20	
Identification	% N lié	% C lié	% N lié	% C lié	% N lié	% C lié	% N lié	% C lié	% N lié	% C lié	% N lié	% C lié
PTR2 BL1 S NU	1,677	4,787	6,678	3,598	0,738	1,063	27,244	16,934	63,663	51,154	50,466	38,201
PTR2 BL1 S NU	2,291	5,473	5,598	3,600	2,372	4,108	10,348	12,580	46,577	55,301	42,067	31,585
PTR2 BL1 S NU	0,815	2,049	5,196	2,460	1,179	1,785	22,490	14,371	47,541	58,369	57,480	32,546
PTR 2 BL1 SG	2,428	7,313	4,157	4,332	2,526	4,555	13,340	9,040	47,679	58,706	39,772	35,916
PTR 2 BL1 SG	3,723	9,980	2,982	1,564	2,157	3,861	13,321	12,788	52,162	62,022	36,332	31,459
PTR 2 BL1 SG	3,301	10,369	3,606	1,303	7,742	12,778	5,943	10,411	40,791	60,919	38,228	31,086
PTR2 BL1 NW	3,490	9,644	4,588	1,102	9,201	18,989	7,535	8,710	54,430	54,688	38,408	32,113
PTR2 BL1 NW	2,461	6,978	0,000	1,295	3,186	7,305	6,213	16,411	35,659	54,032	22,668	35,687
PTR2 BL1 NW	3,415	11,428	0,000	0,922	6,479	15,576	4,460	12,726	34,782	55,487	22,094	37,681
PTR2 BL1 PN	3,511	11,196	0,000	0,599	3,127	8,048	7,252	16,783	45,168	68,975	25,986	42,799
PTR2 BL1 PN	4,170	12,716	0,000	1,103	3,918	10,087	5,240	12,020	40,566	59,960	29,701	41,790
PTR2 BL1 PN	3,143	9,713	0,000	1,042	2,081	6,224	3,058	11,556	31,009	58,929	23,780	43,365
PTR 2 BL 1 PP	3,792	10,257	0,000	0,202	2,085	6,379	2,888	10,002	31,797	53,634	22,058	38,198
PTR 2 BL 1 PP	3,197	9,275	0,000	0,524	1,310	4,167	4,331	14,182	33,136	58,500	23,763	43,532
PTR 2 BL 1 PP	4,719	12,566	0,000	0,902	1,639	4,085	5,509	13,297	37,153	57,394	20,647	37,529
PTR 1 NU 5 ANS	0,149	0,464	0,000	0,716	2,440	4,821	1,424	4,485	31,277	49,239	19,073	30,573
PTR 1 NU 5 ANS	0,400	0,996	0,215	0,542	1,576	3,460	8,276	15,472	32,149	52,169	23,191	33,855
PTR 1 NU 5 ANS	0,722	2,346	0,000	0,536	1,837	4,242	4,861	10,496	33,256	48,616	20,370	31,195

Annexes 4

Tableau des valeurs de C-CO₂ ; N-NH₄⁺ ; N-NO₃⁻ ;

1) CO₂ dégagé en mg/g de sol

Identification	N° ECH	3	7	14	21	28	Σ de CO ₂ mg/g de sol
PTR2 BL1 S NU	1-1	29,19	48,98	81,124	116,23	38,28	244,55
PTR2 BL1 S NU	1-2	29,19	48,98	56,394	41,21	53,35	253,85
PTR2 BL1 S NU	1-3	29,19	41,56	36,61	51,23	47,17	225,54
PTR 2 BL1 SG	2-1	36,61	58,87	34,137	65,54	62,13	259,76
PTR 2 BL1 SG	2-2	26,72	36,61	36,61	94,57	35,58	227,61
PTR 2 BL1 SG	2-3	29,19	44,03	115,75	47,84	33,33	191,00
PTR2 BL1 NW	3-1	29,19	41,56	48,975	61,13	90,8	338,42
PTR2 BL1 NW	3-2	29,19	44,03	73,705	32,59	60,03	214,81
PTR2 BL1 NW	3-3	63,81	51,45	66,286	73,77	46,97	309,70
PTR2 BL1 PN	4-1	63,81	73,71	46,502	70,42	27,99	302,21
PTR2 BL1 PN	4-2	34,14	53,92	58,867	62,88	68,86	266,30
PTR2 BL1 PN	4-3	34,14	53,92	63,813	72	36,5	255,43
PTR 2 BL 1 PP	5-1	31,66	51,45	86,07	112,47	32,87	292,26
PTR 2 BL 1 PP	5-2	34,14	93,49	78,651	130,85	13,02	357,56
PTR 2 BL 1 PP	5-3	41,56	86,07	63,813	59,43	42,58	308,29
PTR 1 NU 5 ANS	6-1	34,14	71,23	78,651	39,46	35,98	244,62
PTR 1 NU 5 ANS	6-2	36,61	61,34	61,34	153,08	21,9	302,17
PTR 1 NU 5 ANS	6-3	48,98	61,34	71,232	78,69	90,23	335,42

2) C-CO₂ mg/g de sol

Identification	N° ECH	3	7	14	21	28
PTR2 BL1 S NU	1-1	7,96	13,36	22,1	31,7	10,4
PTR2 BL1 S NU	1-2	7,96	13,36	15,4	11,2	14,6
PTR2 BL1 S NU	1-3	7,96	11,33	9,98	14	12,9
PTR 2 BL1 SG	2-1	9,98	16,05	9,31	17,9	16,9
PTR 2 BL1 SG	2-2	7,29	9,985	9,98	25,8	9,7
PTR 2 BL1 SG	2-3	7,96	12,01	31,6	13	9,09
PTR2 BL1 NW	3-1	7,96	11,33	13,4	16,7	24,8
PTR2 BL1 NW	3-2	7,96	12,01	20,1	8,89	16,4
PTR2 BL1 NW	3-3	17,4	14,03	18,1	20,1	12,8
PTR2 BL1 PN	4-1	17,4	20,1	12,7	19,2	7,63
PTR2 BL1 PN	4-2	9,31	14,71	16,1	17,1	18,8
PTR2 BL1 PN	4-3	9,31	14,71	17,4	19,6	9,95
PTR 2 BL 1 PP	5-1	8,64	14,03	23,5	30,7	8,96
PTR 2 BL 1 PP	5-2	9,31	25,5	21,5	35,7	3,55
PTR 2 BL 1 PP	5-3	11,3	23,47	17,4	16,2	11,6
PTR 1 NU 5 ANS	6-1	9,31	19,43	21,5	10,8	9,81
PTR 1 NU 5 ANS	6-2	9,98	16,73	16,7	41,8	5,97
PTR 1 NU 5 ANS	6-3	13,4	16,73	19,4	21,5	24,6

	3			7			14			21			28		
	moy.	δ	CV %	moy.	δ	CV %	moy.	δ	CV %	moy.	δ	CV %	moy.	δ	CV %
PTR2 BL1 S NU	7,96	0,00	0	12,68	1,17	9,21113	15,83	6,08	38,4247	18,97	11,11	58,5577	12,62	2,07	16,3809
PTR 2 BL1 SG	8,41	1,40	16,6927	12,68	3,09	24,3704	16,95	12,66	74,6723	18,90	6,43	34,0376	11,91	4,37	36,6765
PTR2 BL1 NW	11,11	5,45	49,0749	12,46	1,40	11,2702	17,18	3,46	20,1472	15,23	5,75	37,7807	17,98	6,14	34,1296
PTR2 BL1 PN	12,01	4,67	38,914	16,50	3,12	18,8749	15,38	2,43	15,8111	18,66	1,33	7,12687	12,12	5,88	48,5125
PTR 2 BL 1 PP	9,76	1,40	14,3855	21,00	6,12	29,1412	20,78	3,09	14,8766	27,52	10,11	36,7496	8,04	4,11	51,1037
PTR 1 B.E. 5 ANS	10,88	2,17	19,9201	17,63	1,56	8,83568	19,20	2,37	12,3351	24,66	15,74	63,83	13,46	9,84	73,0818

3) N-NH₄⁺ en mg/kg de sol

N° ECH	T0	T14	T21	T28
1-1	6,61	6,5	7,57	6,35
1-2	6,21	7,61	7,9	6,34
1-3	5,25	7,06	9,24	6,34
2-1	8,37	6,51	6,2	7,03
2-2	6,71	6,76	5,13	6
2-3	6,95	7,31	6,24	5,66
3-1	7,18	6,77	6,48	5,66
3-2	6,34	7,34	6,49	6,01
3-3	6,29	6,17	5,96	5,67
4-1	9,1	6,77	5,3	5,67
4-2	9,09	5,81	5,06	5,33
4-3	10,23	7,05	4,8	5,32
5-1	12,06	6,17	5,64	5,33
5-2	8,99	6,96	4,27	4,98
5-3	9,07	5,64	4,8	5,67
6-1	9,07	5,87	8,07	5,67
6-2	8,04	6,5	4,7	4,98
6-3	8,42	6,51	5,4	5,67

4) N-NO3- en mg/kg de sol

N° ECH	T0	T14	T21	T28
1-1	30,16	13,33	14,7	17,61
1-2	37,98	16,21	15,5	13,13
1-3	34,16	21,91	16,87	18,48
2-1	36,6	21,2	21,81	22,05
2-2	37	17,58	29,73	23,81
2-3	36,31	22,55	19,07	22,95
3-1	35,78	21,16	22,52	22,95
3-2	36,79	21,91	25,4	25,65
3-3	40,52	20,29	18,36	22,08
4-1	38,11	23,28	18,69	23,86
4-2	43,86	17,21	15,28	25,65
4-3	46,09	26,86	17,44	25,62
5-1	38,51	22,41	22,45	31,9
5-2	39,02	20,9	21,03	31,9
5-3	19,41	15,37	21,69	19,4
6-1	13,93	9,64	15,31	12,25
6-2	7,11	2,65	14,99	12,25
6-3	9,44	11,22	8,35	10,47

5) N-NH4 et N-NO3 par la méthode de Waring Bremner

Mesure au bout de 14 j		T14-T0	
AZOTE POTENTIELLEMENT MINERALISABLE			
N-NH4 W.B.	N-NO3 W.B.	N-NH4 W.B. mg/kg de sol	N-NO3 W.B. mg/kg de sol
64,76	23,75	58,15	-6,41
130,40	27,89	124,19	-10,09
101,01	36,18	95,76	2,02
130,15	69,34	121,78	32,74
133,40	36,18	126,69	-0,82
165,88	44,47	158,93	8,16
109,11	36,18	101,93	0,40
144,27	69,34	137,93	32,55
146,63	48,62	140,34	8,10
171,85	44,47	162,75	6,36
129,02	52,76	119,93	8,90
158,61	69,34	148,38	23,25
164,28	69,34	152,22	30,83
162,47	69,34	153,48	30,32
166,80	69,34	157,73	49,93
150,26	56,91	141,19	42,98
147,18	65,20	139,14	58,09
99,11	65,20	90,69	55,76

Annexe 5

Analyses statistiques

1. Analyses statistiques sur le fractionnement granulométrique de la matière organique

Tableau de l'ANOVA pour FM>200 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	0,128628	5	0,0257256	14,75	0,0001
Intra-groupes	0,0209333	12	0,00174444		
Total (Corr.)	0,149561	17			

Le tableau d'ANOVA décompose la variance de FM>200 en deux composants : un composant inter-groupes et un composant intra-groupes. Le rapport F, qui dans ce cas est égal à 14,7471, est un rapport de l'estimation inter-groupes par rapport à l'estimation intra-groupe. Comme la valeur de la probabilité pour le test F est inférieure à 0,05, il y a une différence statistiquement significative entre les moyennes de FM>200 d'un niveau de traitement à l'autre au niveau de confiance de 95,0%. Pour déterminer quelles moyennes sont significativement différentes les unes des autres, sélectionner Tests des étendues multiples dans la liste des options pour les tableaux.

Tableau des moyennes pour FM>200 par traitement avec intervalles de Fisher LSD à 95,0%

traitement	Effectif	Moyenne	Erreur type (s agrégé)	Limite inférieure	Limite supérieure
B.E. 5 ANS	3	0,56	0,0241139	0,522849	0,597151
NU	3	0,53	0,0241139	0,492849	0,567151
NW	3	0,47	0,0241139	0,432849	0,507151
PN	3	0,643333	0,0241139	0,606182	0,680485
PP	3	0,44	0,0241139	0,402849	0,477151
SG	3	0,673333	0,0241139	0,636182	0,710485
Total	18	0,552778			

Le StatAdvisor

Ce tableau affiche la moyenne de FM>200 pour chacun des niveaux de traitement. Il indique également l'erreur-type de chaque moyenne, qui est une mesure de sa variabilité dans l'échantillon. L'erreur-type est calculée en divisant l'écart-type agrégé par la racine carrée du nombre d'observations à ce niveau. Ce tableau affiche également un intervalle autour de chaque moyenne. Les intervalles actuellement affichés sont basés sur la procédure des différences minimales significatives de Fisher (LSD). Ils sont construits de telle façon que si deux moyennes sont égales, alors les deux intervalles se chevauchent 95,0% des fois. Vous pouvez afficher les intervalles graphiquement en sélectionnant Graphique des moyennes dans la liste des options pour les tableaux. Dans les tests des étendues multiples, ces intervalles sont utilisés pour déterminer les moyennes qui sont significativement différentes les unes des autres.

Tests des étendues multiples pour FM>200 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PP	3	0,44	X
NW	3	0,47	XX
NU	3	0,53	XX
B.E.5 ans	3	0,56	X
PN	3	0,643333	X
SG	3	0,673333	X

Tableau de l'ANOVA pour FO>200 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	0,0165167	5	0,00330333	7,16	0,0025
Intra-groupes	0,00553333	12	0,000461111		
Total (Corr.)	0,02205	17			

Tests des étendues multiples pour FO>200 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
B.E.5 ans	3	0,0266667	X
NU	3	0,0466667	X
NW	3	0,0933333	X
SG	3	0,0966667	X
PP	3	0,1	X
PN	3	0,106667	X

Tableau de l'ANOVA pour FM>50 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	1,03471	5	0,206942	16,06	0,0001
Intra-groupes	0,1546	12	0,0128833		
Total (Corr.)	1,18931	17			

Tests des étendues multiples pour FM>50 par traitement

Méthode: 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PP	3	0,626667	X
PN	3	0,863333	X
NW	3	0,896667	X
B.E.5 ans	3	0,956667	X
SG	3	1,16333	X
NU	3	1,38667	X

Tableau de l'ANOVA pour FO>50 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	0,29105	5	0,05821	3,78	0,0275
Intra-groupes	0,1848	12	0,0154		
Total (Corr.)	0,47585	17			

Tests des étendues multiples pour FM>50 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PP	3	0,626667	X
PN	3	0,863333	X
NW	3	0,896667	X
B.E.5 ans	3	0,956667	X
SG	3	1,16333	X
NU	3	1,38667	X

Tableau de l'ANOVA pour FO>50 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	0,29105	5	0,05821	3,78	0,0275
Intra-groupes	0,1848	12	0,0154		
Total (Corr.)	0,47585	17			

Tests des étendues multiples pour FO>50 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
NU	3	0,0933333	x
SG	3	0,336667	x
PN	3	0,396667	x
PP	3	0,423333	x
B.E.5 ans	3	0,456667	x
NW	3	0,463333	x

Analyses statistiques sur la fraction organique F>200 µm + F>50 µm

Statistiques résumées pour FO> 200+FO>50

traitement	Effectif	Moyenne	Ecart-type	Coef. de variation	Minimum	Maximum	Etendue
B.E. 5 ANS	3	3,13667	0,413562	13,1848%	2,66	3,4	0,74
NU	3	0,91	0,393573	43,2498%	0,46	1,19	0,73
NW	3	3,65	0,615061	16,851%	3,03	4,26	1,23
PN	3	3,29333	0,875462	26,5828%	2,71	4,3	1,59
PP	3	3,47333	1,22165	35,1723%	2,29	4,73	2,44
SG	3	2,87333	0,864311	30,0804%	2,25	3,86	1,61
Total	18	2,88944	1,15317	39,9096%	0,46	4,73	4,27

Tableau de l'ANOVA pour FO> 200+FO>50 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	15,1862	5	3,03725	4,91	0,0112
Intra-groupes	7,42027	12	0,618356		
Total (Corr.)	22,6065	17			

Tests des étendues multiples pour FO> 200+FO>50 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
NU	3	0,91	x
SG	3	2,87333	x
B.E. 5 ANS	3	3,13667	x
PN	3	3,29333	x
PP	3	3,47333	x
NW	3	3,65	x

Tableau de l'ANOVA pour F>20 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	0,939644	5	0,187929	0,40	0,8382
Intra-groupes	5,60833	12	0,467361		
Total (Corr.)	6,54798	17			

Tests des étendues multiples pour F>20 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
NW	3	2,45	x
SG	3	2,73667	x
PP	3	2,83333	x
PN	3	2,87667	x
B.E.5 ans	3	3,03667	x
NU	3	3,17333	x

Tableau de l'ANOVA pour F 0-2 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	2,19529	5	0,439059	2,35	0,1044
Intra-groupes	2,2404	12	0,1867		
Total (Corr.)	4,43569	17			

Tests des étendues multiples pour F 0-2 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
SG	3	7,55333	X
NW	3	7,67667	XX
B.E.5 ans	3	7,85	XXX
PN	3	8,05	XXX
PP	3	8,33333	XX
NU	3	8,54	X

Tableau de l'ANOVA pour F 2-20 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	2,45284	5	0,490569	2,69	0,0743
Intra-groupes	2,188	12	0,182333		
Total (Corr.)	4,64084	17			

2. Analyses statistiques sur le rapport C/N

Statistiques résumées pour C/N Fract org 200

TRAITEMENT	Effectif	Moyenne	Ecart-type	Coef. de variation	Minimum	Maximum	Etendue
PTR 1 B.E. 5 ANS	3	18,76	2,58513	13,78%	15,81	20,63	4,82
PTR 2 BL 1 PP	3	17,51	0,807279	4,61039%	16,92	18,43	1,51
PTR 2 BL1 SG	3	18,7033	1,50603	8,05221%	17,03	19,95	2,92
PTR2 BL1 NW	3	18,94	2,0223	10,6774%	17,55	21,26	3,71
PTR2 BL1 PN	3	19,7533	0,457639	2,31677%	19,37	20,26	0,89
PTR2 BL1 S NU	3	16,4267	1,5271	9,29647%	15,18	18,13	2,95
Total	18	18,3489	1,77422	9,66934%	15,18	21,26	6,08

Tableau de l'ANOVA pour C/N Fract org 200 par TRAITEMENT

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	21,0456	5	4,20912	1,56	0,2454
Intra-groupes	32,4678	12	2,70565		
Total (Corr.)	53,5134	17			

Statistiques résumées pour C/N Fraction org >50

TRAITEMENT	Effectif	Moyenne	Ecart-type	Coef. de variation	Minimum	Maximum	Etendue
PTR 1 B.E. 5 ANS	3	13,72	1,07699	7,84976%	12,55	14,67	2,12
PTR 2 BL 1 PP	3	18,4867	2,33273	12,6185%	15,83	20,2	4,37
PTR 2 BL1 SG	3	11,1	0,538424	4,85066%	10,48	11,45	0,97
PTR2 BL1 NW	3	14,3167	1,10206	7,69773%	13,11	15,27	2,16
PTR2 BL1 PN	3	17,2333	1,52998	8,87802%	16,35	19,0	2,65
PTR2 BL1 S NU	3	9,92	0,963172	9,70939%	9,15	11,0	1,85
Total	18	14,1294	3,3423	23,6549%	9,15	20,2	11,05

Tableau de l'ANOVA pour C/N Fraction org >50 par TRAITEMENT

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	167,157	5	33,4315	17,63	0,0000
Intra-groupes	22,749	12	1,89575		
Total (Corr.)	189,906	17			

Tests des étendues multiples pour C/N Fraction org >50 par TRAITEMENT

Méthode : 95,0 % LSD

TRAITEMENT	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PTR2 BL1 S NU	3	9,92	X
PTR 2 BL1 SG	3	11,1	X
PTR 1 B.E. 5 ANS	3	13,72	X
PTR2 BL1 NW	3	14,3167	X
PTR2 BL1 PN	3	17,2333	X
PTR 2 BL 1 PP	3	18,4867	X

Statistiques résumées pour C/N F>20

TRAITEMENT	Effectif	Moyenne	Ecart-type	Coef. de variation	Minimum	Maximum	Etendue
PTR 1 B.E. 5 ANS	3	15,1967	4,25925	28,0275%	11,88	20,0	8,12
PTR 2 BL 1 PP	3	19,3767	3,55551	18,3494%	15,33	22,0	6,67
PTR 2 BL1 SG	3	7,17667	3,54	49,3266%	4,3	11,13	6,83
PTR2 BL1 NW	3	14,0833	5,87878	41,7428%	7,34	18,13	10,79
PTR2 BL1 PN	3	17,7567	5,40728	30,4521%	14,57	24,0	9,43
PTR2 BL1 S NU	3	5,24333	2,14556	40,9198%	3,95	7,72	3,77
Total	18	13,1389	6,47701	49,2965%	3,95	24,0	20,05

Tableau de l'ANOVA pour C/N F>20 par TRAITEMENT

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	489,744	5	97,9488	5,26	0,0087
Intra-groupes	223,433	12	18,6194		
Total (Corr.)	713,177	17			

Méthode : 95,0 % LSD

TRAITEMENT	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PTR2 BL1 S NU	3	5,24333	X
PTR 2 BL1 SG	3	7,17667	XX
PTR2 BL1 NW	3	14,0833	XX
PTR 1 B.E. 5 ANS	3	15,1967	X
PTR2 BL1 PN	3	17,7567	X
PTR 2 BL 1 PP	3	19,3767	X

Statistiques résumées pour C/N F 0-20

TRAITEMENT	Effectif	Moyenne	Ecart-type	Coef. de variation	Minimum	Maximum	Etendue
PTR 1 B.E. 5 ANS	3	9,86667	0,522909	5,29975%	9,29	10,31	1,02
PTR 2 BL 1 PP	3	10,5767	0,70946	6,70778%	9,81	11,21	1,4
PTR 2 BL1 SG	3	8,28667	1,05083	12,6809%	7,55	9,49	1,94
PTR2 BL1 NW	3	8,71333	2,03613	23,368%	6,38	10,13	3,75
PTR2 BL1 PN	3	10,3867	1,46603	14,1145%	9,39	12,07	2,68
PTR2 BL1 S NU	3	6,81333	1,48947	21,8612%	5,1	7,8	2,7
Total	18	9,10722	1,75196	19,2371%	5,1	12,07	6,97

Tableau de l'ANOVA pour C/N F 0-20 par TRAITEMENT

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	31,3902	5	6,27803	3,62	0,0314
Intra-groupes	20,7892	12	1,73243		
Total (Corr.)	52,1794	17			

Tests des étendues multiples pour C/N F 0-20 par TRAITEMENT

Méthode : 95,0 % LSD

TRAITEMENT	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PTR2 BL1 S NU	3	6,81333	X
PTR 2 BL1 SG	3	8,28667	XX
PTR2 BL1 NW	3	8,71333	XX
PTR 1 B.E. 5 ANS	3	9,86667	X
PTR2 BL1 PN	3	10,3867	X
PTR 2 BL 1 PP	3	10,5767	X

3. Analyses statistiques sur la Minéralisation de N- NH₄⁺

Tableau de l'ANOVA pour T0 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	38,6445	5	7,7289	8,74	0,0011
Intra-groupes	10,6123	12	0,884356		
Total (Corr.)	49,2568	17			

Tests des étendues multiples pour T0 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
NU	3	6,02333	X
NW	3	6,60333	X
SG	3	7,34333	XX
B.E.5 ans	3	8,51	XX
PN	3	9,47333	X
PP	3	10,04	X

Tableau de l'ANOVA pour T14 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	1,53618	5	0,307237	1,01	0,4507
Intra-groupes	3,63287	12	0,302739		
Total (Corr.)	5,16905	17			

Tests des étendues multiples pour T14 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PP	3	6,25667	X
B.E.5 ans	3	6,29333	X
PN	3	6,54333	X
NW	3	6,76	X
SG	3	6,86	X
NU	3	7,05667	X

Tableau de l'ANOVA pour T21 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	21,5774	5	4,31547	5,21	0,0090
Intra-groupes	9,94593	12	0,828828		
Total (Corr.)	31,5233	17			

Tests des étendues multiples pour T21 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PP	3	4,90333	X
PN	3	5,05333	X
SG	3	5,85667	X
B.E.5 ans	3	6,05667	X
NW	3	6,31	X
NU	3	8,23667	X

Tableau de l'ANOVA pour T28 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	2,86247	5	0,572493	3,97	0,0235
Intra-groupes	1,73213	12	0,144344		
Total (Corr.)	4,5946	17			

Tests des étendues multiples pour T28 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
PP	3	5,32667	X
B.E.5 ans	3	5,44	X
PN	3	5,44	X
NW	3	5,78	XX
SG	3	6,23	X
NU	3	6,34333	X

4. Analyses statistiques sur la Minéralisation de N-NO₃⁻

Tableau de l'ANOVA pour T-0 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	1947,68	5	389,536	13,31	0,0002
Intra-groupes	351,102	12	29,2585		
Total (Corr.)	2298,78	17			

Tests des étendues multiples pour T-0 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
B.E.5 ans	3	10,16	X
PP	3	32,3133	X
NU	3	34,1	XX
SG	3	36,6367	XX
NW	3	37,6967	XX
PN	3	42,6867	X

Tableau de l'ANOVA pour T-14 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	425,712	5	85,1424	6,03	0,0051
Intra-groupes	169,327	12	14,1106		
Total (Corr.)	595,039	17			

Tests des étendues multiples pour T-14 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
B.E.5 ans	3	7,83667	X
NU	3	17,15	X
PP	3	19,56	X
SG	3	20,4433	X
NW	3	21,12	X
PN	3	22,45	X

Tableau de l'ANOVA pour T-21 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	267,786	5	53,5573	5,08	0,0099
Intra-groupes	126,592	12	10,5493		
Total (Corr.)	394,378	17			

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
B.E.5 ans	3	12,8833	X
NU	3	15,69	X
PN	3	17,1367	XX
PP	3	21,7233	XX
NW	3	22,0933	XX
SG	3	23,5367	X

Tableau de l'ANOVA pour T-28 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	540,268	5	108,054	9,72	0,0007
Intra-groupes	133,343	12	11,1119		
Total (Corr.)	673,611	17			

Tests des étendues multiples pour T-28 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
B.E.5 ans	3	11,6567	X
NU	3	16,4067	X
SG	3	22,9367	X
NW	3	23,56	X
PN	3	25,0433	X
PP	3	27,7333	X

5. Analyses statistiques sur la Respiration

Tableau de l'ANOVA pour T3 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	38,329	5	7,6658	0,76	0,5925
Intra-groupes	120,31	12	10,0258		
Total (Corr.)	158,639	17			

Tests des étendues multiples pour T3 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
NU	3	7,96	X
SG	3	8,41	X
PP	3	9,76	X
B.E.5 ans	3	10,8833	X
NW	3	11,1067	X
PN	3	12,0067	X

Tableau de l'ANOVA pour T 7 par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	182,844	5	36,5687	3,51	0,0346
Intra-groupes	124,947	12	10,4123		
Total (Corr.)	307,791	17			

Tests des étendues multiples pour T 7 par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

<i>traitement</i>	<i>Effectif</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Groupe homogène</i>
NW	3	12,4567	X
SG	3	12,68	X
NU	3	12,6833	X
PN	3	16,5067	XX
B.E.5 ans	3	17,63	XX
PP	3	21,0	X

Tableau de l'ANOVA pour T 14JOURS par traitement

<i>Source</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Ddl</i>	<i>Carré moyen</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Inter-groupes	63,9286	5	12,7857	0,33	0,8834
Intra-groupes	460,758	12	38,3965		
Total (Corr.)	524,686	17			

Tableau de l'ANOVA pour T 21 JOURS par traitement

<i>Source</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Ddl</i>	<i>Carré moyen</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Inter-groupes	307,585	5	61,517	0,67	0,6528
Intra-groupes	1099,38	12	91,615		
Total (Corr.)	1406,97	17			

Tests des étendues multiples pour T 21 JOURS par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

<i>traitement</i>	<i>Effectif</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Groupe homogène</i>
NW	3	15,2267	X
PN	3	18,6633	X
SG	3	18,9033	X
NU	3	18,97	X
B.E.5 ans	3	24,6567	X
PP	3	27,5233	X

Tableau de l'ANOVA pour T 28 JOURS par traitement

<i>Source</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Ddl</i>	<i>Carré moyen</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Intergroupes	153,414	5	30,6829	0,88	0,5236
Intra-groupes	418,783	12	34,8986		
Total (Corr.)	572,198	17			

Tests des étendues multiples pour T 28 JOURS par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

<i>traitement</i>	<i>Effectif</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Groupe homogène</i>
PP	3	8,04	X
SG	3	11,9133	X
PN	3	12,12	X
NU	3	12,6167	X
B.E.5 ans	3	13,4633	X
NW	3	17,98	X

Tableau de l'ANOVA pour Total de C-CO₂ mg/g de sol par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	1016,36	5	203,271	2,06	0,1412
Intra-groupes	1182,66	12	98,5553		
Total (Corr.)	2199,02	17			

Tests des étendues multiples pour Total de C-CO₂ mg/g de sol par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
NU	3	68,0633	X
SG	3	68,8633	XX
NW	3	73,9533	XXX
PN	3	74,68	XXX
B.E.5 ans	3	85,8367	XX
PP	3	87,1	X

6. Analyses statistiques sur l'azote potentiellement minéralisable

Tableau de l'ANOVA pour N-NH₄ par Waring Bremner par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	6781,89	5	1356,38	2,49	0,0907
Intra-groupes	6535,39	12	544,616		
Total (Corr.)	13317,3	17			

Le StatAdvisor

Le tableau d'ANOVA décompose la variance de N-NH₄ par Waring Bremner en deux composants: un composant inter-groupes et un composant intra-groupes. Le rapport F, qui dans ce cas est égal à 2,49052, est un rapport de l'estimation inter-groupes par rapport à l'estimation intra-groupes. Comme la valeur de la probabilité pour le test F est supérieure ou égale à 0,05, il n'y a pas de différence statistiquement significative entre les moyennes de N-NH₄ par Waring Bremner d'un niveau de traitement à l'autre au niveau de confiance de 95,0%.

Tableau de l'ANOVA pour N-NO₃ par Waring Bremner par traitement

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	6240,58	5	1248,12	8,36	0,0013
Intra-groupes	1792,47	12	149,372		
Total (Corr.)	8033,05	17			

Le StatAdvisor

Le tableau d'ANOVA décompose la variance de N-NO₃ par Waring Bremner en deux composants: un composant inter-groupes et un composant intra-groupes. Le rapport F, qui dans ce cas est égal à 8,35574, est un rapport de l'estimation inter-groupes par rapport à l'estimation intra-groupes. Comme la valeur de la probabilité pour le test F est inférieure à 0,05, il y a une différence statistiquement significative entre les moyennes de N-NO₃ par Waring Bremner d'un niveau de traitement à l'autre au niveau de confiance de 95,0%. Pour déterminer quelles moyennes sont significativement différentes les unes des autres, sélectionner Tests des étendues multiples dans la liste des options pour les tableaux.

Tests des étendues multiples pour N-NO₃ par Waring Bremner par traitement

Méthode : 95,0 % LSD

traitement	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
NU	3	-4,82667	X
PN	3	12,8367	X
SG	3	13,36	X
NW	3	13,6833	X
PP	3	37,0267	X
B.E.5 ans	3	52,2767	X

Annexe 6

Bilan de croissance des plantes de couverture

	9/8/09	8/9/09	16/10/09	14/12/09	9/2/10	20/4/10	Σ kg/82 m ² /10 mois	t/an/ha
NW bloc 1	1473,6	7252,2	8182,2	9591,4	8260,0	4747,2	39506,60	5,78
PN	1073,2	4494,6	3162,6	7830,8	5611,6	3328,6	25501,40	3,73
PP	5451,6	17000,4	16851,0	11245,4	9008,0	14037,3	73593,70	10,77
SG	689,2	4494,6	15011,6	10396,2	4327,6	1772,0	36691,20	5,37

Annexe 7

Résultats d'analyse chimique des échantillons

N° CIRAD PERSYT	S/10/1106	S/10/1107	S/10/1108	S/10/1109	S/10/1110	S/10/1111	S/10/1112
Echantillon	NU0-30	SP0-30	PN0-30	SG0-30	PP0-30	NW0-30	GRNU0-30
Acidité pH eau	5,22	5,38	5,59	5,65	5,55	5,61	5,67
Capacité d'éch. cmol eq kg-1	17,02	16,54	27,83	22,78	22,67	20,53	16,27
Sommes des B.E.cmol eq kg-1	11,31	11,05	13,12	11,66	11,35	11,49	9,98
Coefficient de Saturation	66,46	66,81	47,15	51,17	50,05	55,94	61,30
<u>Extraction des B.E.</u>	Acétate	Acétate	Acétate	Acétate	Acétate	Acétate	Acétate
Potassium éch.cmol eq kg-1	3,16	3,36	3,34	2,40	3,01	2,84	1,52
Calcium éch.cmol eq kg-1	5,68	5,23	6,57	6,40	5,86	6,05	5,90
Magnésium éch.cmol eq kg-1	2,48	2,46	3,22	2,86	2,48	2,59	2,55
K/Mg	1,27	1,36	1,04	0,84	1,21	1,10	0,60
K/S %	27,92	30,37	25,46	20,57	26,51	24,75	15,25
Ca/S %	50,17	47,33	50,04	54,89	51,62	52,68	59,18
Mg/S %	21,91	22,30	24,50	24,54	21,87	22,58	25,57
Phosphore. mg/kg	17,26	16,23	18,73	12,11	14,21	12,38	24,62
Méthode TRUOG							
Matière organique	3,52	3,21	3,59	3,60	3,30	3,43	5,72
Carbone g % g	2,04	1,86	2,08	2,09	1,91	1,99	3,32
Azote total g % g	0,19	0,17	0,19	0,20	0,18	0,18	0,29
C/N	10,86	11,02	10,94	10,62	10,61	11,15	11,44
Humidité % de 70°C à 105°C	2,52	4,82	3,26	2,98	3,38	2,68	3,58
Sable grossier%	5,66	6,18	6,26	6,29	3,73	3,51	7,28
Sable fin%	6,96	5,22	7,84	7,92	5,99	5,50	8,49
Limon Grossier%	3,04	2,62	3,10	3,17	2,74	2,48	3,78
Limon Fin%	18,43	11,53	16,02	1,53	7,85	15,49	13,73
Argile %	54,78	64,78	63,27	73,63	68,22	69,15	66,27

Elisabeth ROSALIE

Agronomie-Production Végétale-Environnement
2010

Mémoire de fin d'études d'ingénieur

Structure d'accueil : Eco&Sols Unité mixte de recherche (IRD, CIRAD, INRA,
SupAgro) Montpellier

Titre du mémoire : Influence des plantes de couverture sur la minéralisation de
l'azote sous-système bananier

Résumé

En Martinique, la culture de la banane, depuis des années est l'une des principales sources de revenu de l'économie agricole, cependant, si au cours des années, elle a été un gros consommateur de produits, maintenant la recherche se concentre sur des systèmes d'agriculture respectueux de l'environnement. Afin de réduire l'utilisation d'herbicides, l'utilisation de plantes de couverture est une bonne alternative, cependant, il reste à déterminer leur influence sur la minéralisation de l'azote et l'activité biologique du sol, ce qui est important pour la culture. Mon travail se concentre sur la caractérisation des matières organiques sous différentes plantes de couverture. Je montre par différentes mesures de caractérisation de la matière organique, qu'il existe des variabilités dans les résultats. Sous 6 traitements différents dont une bananeraie établie depuis 5 ans sans plantes de couverture, la première étape a été la caractérisation de la matière organique, puis l'évaluation de la capacité de la biomasse à minéraliser l'azote, par la méthode d'incubation, ensuite, j'ai mesuré la respiration des bactéries pour évaluer la qualité de la biomasse sous les différents traitements. L'analyse des différentes variables utilisées m'a permis de d'analyser les comportements entre les traitements et il en ressort que certaines mesures d'incubation devront être prolongées dans le temps afin de faire ressortir les différences si elles existent entre les traitements car au stade premier cycle, des différences entre les variables ne sont pas assez marquées, on ne peut pas donner de conclusion sur le traitement qui pourrait le plus impacter la minéralisation de l'azote de façon positive.

Mots clés : minéralisation de N et C, plante de couverture, matière organique, système bananier

Soutenue à Clermont Ferrand le 28 septembre 2010